

Histologische, histochemische und ultrastrukturelle
Untersuchungen an der Niere der Japanischen Wachtel
(*Coturnix coturnix japonica*)

Petra Wittmann

Disbui. München

1988

Aus dem
INSTITUT FÜR TIERANATOMIE DER UNIVERSITÄT MÜNCHEN

Lehrstuhl für Tieranatomie II
insbesondere Allgemeine Anatomie,
Histologie und Embryologie
Vorstand: Prof. Dr. F. Sinowatz

**Histologische, histochemische und ultrastrukturelle
Untersuchungen an der Niere der Japanischen Wachtel
(*Coturnix coturnix japonica*)**

Inaugural - Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde der
Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

von
Petra Wittmann

aus
São Paulo

München 1987

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Universität München

Dekan: Prof. Dr. M. Rüsse

Referent: Prof. Dr. F. Sinowatz

Korreferent: Prof. Dr. M. Merckenschlager

Tag der Promotion: 26. Februar 1988

Meinen lieben Eltern und meinen
beiden Geschwistern, Christl und Uli,
sowie Cunha und Sido
in Dankbarkeit zugeeignet



Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41554824_0053

Inhaltsverzeichnis

Seite

1.	Einleitung	1
2.	Literaturübersicht	3
2.1.	<u>Allgemeine Anatomie</u>	3
2.1.1.	Anatomische Lage und Form	3
2.1.2.	Aufbau der Nieren	4
2.1.2.1.	Aufbau eines Nierenläppchens	4
2.1.2.2.	Aufbau eines Nierenlappens	5
2.1.2.3.	Schnittfläche	6
2.2.	<u>Gefäßsystem</u>	6
2.2.1.	Arteriell Gefäßsystem	6
2.2.1.1.	Versorgung der Nierenlappen	6
2.2.1.2.	Gefäßverlauf innerhalb eines Nierenläppchens	7
2.2.1.3.	Vas afferens	7
2.2.1.4.	Glomerulum	7
2.2.1.5.	Vas efferens	8
2.2.1.6.	Extraglomeruläre arterielle Blutversorgung	8
2.2.2.	Abführendes venöses Gefäßsystem	9
2.2.3.	Zuführendes Venensystem (Portalblutsystem)	9
2.2.3.1.	Die Drosselklappe (Valva renalis portalis)	10
2.2.3.2.	Blutflußrichtung im Pfortaderkreislauf der Nieren	10
2.2.3.3.	Bedeutung der Drosselklappe und des Portalblutsystems	11
2.3.	<u>Mikromorphologie der Nephron</u>	12
2.4.	<u>Organisation des Markkegels im Schnittbild</u>	15
2.5.	<u>Morphometrie</u>	15
2.6.	<u>Histologie der Nephron</u>	17
2.6.1.	Corpusculum renale	17
2.6.2.	Juxtaglomerulärer Apparat	19
2.6.2.1.	Macula densa	19
2.6.2.2.	Juxtaglomeruläre Zellen	20
2.6.2.3.	Polkissen	21
2.6.3.	Proximaler Tubulus	21
2.6.4.	Übergang in die folgenden Nephronabschnitte	22
2.6.5.	Markschleife (Ansa nephroni)	23
2.6.5.1.	Dünner Teil der Markschleife (Pars descendens ansae)	23
2.6.5.2.	Dicker Teil der Markschleife (Pars ascendens ansae)	23
2.6.6.	Distaler Tubulus	24
2.6.7.	Verbindungsstück	25
2.6.7.1.	Ultrastruktur der Verbindungsstückzellen	26
2.6.7.1.1.	Schaltzellen	26
2.6.7.1.2.	Schleimsezernierende Zellen	26

2.6.7.2.	Physiologische Bedeutung der Verbindungsstückzellen	27
2.6.7.2.1.	Schaltzellen	27
2.6.7.2.2.	Muzinsezernierende Zellen	27
2.6.8.	Sammelrohrzellen	28
2.6.9.	Ureter	28
2.7.	<u>Physiologie</u>	29
2.8.	<u>Lektine</u>	30
2.8.1.	Definition der Lektine	31
2.8.2.	Molekulare Eigenschaften und Spezifität	32
2.8.3.	Einteilung der Lektine	33
2.8.4.	Einsatzbereich der Lektine	34
3.	Material und Methodik	36
3.1.	<u>Histologische Untersuchungen</u>	36
3.1.1.	Probenentnahme und Fixierung	36
3.1.2.	Histologische Methoden	37
3.1.3.	Histochemische Methoden	37
3.2.	<u>Lichtmikroskopie an Semidünnschnitten und Elektronenmikroskopie an Ultradünnschnitten</u>	40
3.3.	<u>Morphometrie</u>	41
3.4.	<u>Korrosionspräparate</u>	42
4.	Ergebnisse	43
4.1.	<u>Topographie</u>	43
4.2.	<u>Lichtmikroskopie</u>	43
4.2.1.	Corpusculum renale	43
4.2.2.	Juxtaglomerulärer Apparat	45
4.2.3.	Proximaler Tubulus	46
4.2.4.	Markschleife der medullären Nephronen	47
4.2.4.1.	Dünner Teil der Markschleife	47
4.2.4.2.	Dicker Teil der Markschleife	47
4.2.5.	Distaler Tubulus	48
4.2.6.	Verbindungsstück	48
4.2.7.	Sammelrohrsystem	49
4.2.8.	Ureter	50
4.2.9.	Schnittbild der Niere	51
4.2.9.1.	Rindenzone der Lobuli renales	51
4.2.9.2.	Markzone der Lobuli renales	51
4.2.9.3.	Interstitium der Niere	52
4.3.	<u>Elektronenmikroskopie</u>	56
4.3.1.	Corpusculum renale	56
4.3.2.	Juxtaglomerulärer Apparat	59
4.3.3.	Proximaler Tubulus	60
4.3.4.	Dünner Teil der Henle'schen Schleife	62
4.3.5.	Dicker Teil der Henle'schen Schleife	63

4.3.6.	Distaler Tubulus	64
4.3.7.	Verbindungsstück	65
4.3.8.	Sammelrohr	67
4.4.	<u>Rasterelektronenmikroskopie</u>	80
4.5.	<u>Lektine</u>	83
4.5.1.	Nierenkörperchen	90
4.5.2.	Proximaler Tubulus	91
4.5.3.	Dünner Teil der Markschleife	92
4.5.4.	Dicker Teil der Markschleife	93
4.5.5.	Distaler Tubulus	94
4.5.6.	Verbindungsstück	94
4.5.7.	Perilobuläres Sammelrohr	95
4.5.8.	Medulläres Sammelrohr	95
4.5.9.	Ureterepithel	98
4.5.10.	Basalmembran der Tubulussegmente	99
4.5.11.	Gefäßsystem und Bindegewebe	99
5.	Diskussion	113
6.	Zusammenfassung/ Summary	137
7.	Abkürzungen	141
8.	Literaturverzeichnis	143

1. Einleitung

Seit dem 19. Jahrhundert ist die Niere des Vogels Gegenstand wissenschaftlicher Untersuchungen. Das Interesse galt in erster Linie den funktionellen Aspekten der Gefäßversorgung, der Aufgabe der Drosselklappe im Pfortaderkreislauf und in neuerer Zeit der Nierenphysiologie. Die Morphologie der Niere fand nur in geringem Maße Beachtung. Dies trifft insbesondere zu für den Kenntnisstand über den mikrostrukturellen Aufbau der Niere. Untersuchungen über die Morphologie der Niere der Wachtel, deren Stellenwert als Versuchstier gegenüber anderen Vogelgattungen zunehmend erkannt wurde, fehlen völlig.

Der weitaus größte Teil der Untersuchungen wurde am Haushuhn (*Gallus gallus* v. *domesticus*) durchgeführt. So liegen in der Literatur der letzten Jahrzehnte Angaben über das Gefäßsystem (RICKART 1968), der Morphologie (KING u. McLELLAND 1978, JOHNSON 1979) und der Ultrastruktur (SILLER 1971, HODGES 1974) des Huhnes vor. Andere Teilgebiete, wie zum Beispiel der Verlauf der Nephrone (WIDEMAN et al. 1981, MORILD et al. 1985 a) und der juxtaglomeruläre Apparat (CHRISTENSEN et al. 1982), wurden in Einzelarbeiten behandelt.

Die umfangreichen Untersuchungen auf dem Gebiet der Physiologie der Vogelnieren (STURKIE 1986) machen weitergehende Untersuchungen über die funktionelle Morphologie der Niere erforderlich.

In jüngerer Zeit haben markierte Lektine als spezifische Marker für komplexe Kohlenhydratstrukturen Eingang in die Histochemie gefunden. Glykoproteine scheinen für die Kontrolle der glomerulären Permeabilität und für verschiedene tubuläre Transportmechanismen eine wichtige Rolle zu spielen. Über die morphologische Lokalisation der Kohlenhydratstrukturen ist aber bisher beim Säugetier und beim Vogel nur wenig bekannt.



Mit der vorliegenden Arbeit soll ein Beitrag geleistet werden, die Kenntnisse über die Morphologie und Ultrastruktur des Nephrons der Niere der Wachtel und über das Verteilungsmuster verschiedener Lektine zu vervollständigen, um dadurch eine solide Basis für weitergehende funktionelle Untersuchungen zu schaffen.

2. Literaturübersicht

Eine der ältesten Arbeiten über die Anatomie, Histologie und Blutversorgung der Vogelniere stammt von HYRTL (1846, zitiert nach SPANNER 1925). In den folgenden Jahrzehnten beschäftigten sich mehrere Anatomen mit diesem Thema, deren Ansichten sich im Bereich der Anatomie und Histologie weitgehend deckten. Über die Besonderheiten der Blutversorgung der Vogelniere herrschte jedoch lange Zeit Unklarheit.

Obwohl SPANNER (1925) in einer ausführlichen Arbeit über das Vorhandensein eines Pfortaderkreislaufes und einer Drosselklappe berichtete, beendete erst SPERBER (1949) mit seinen Studien die seit 1813 (JAKOBSON, zitiert nach RICKART 1968) andauernde Diskussion über die venöse Blutzufuhr der Niere.

2.1. Allgemeine Anatomie

- Die Vogelniere nimmt eine Zwischenstellung zwischen Säugetier- und Reptilienniere ein, da sie einerseits die Möglichkeit der Harnkonzentrierung, andererseits einen Pfortaderkreislauf besitzt. Diese Intermediärstellung wird noch durch das Vorkommen zweier Nephrontypen, dem medullären oder "mammalian-type" Nephron (MT) mit Henle'scher Schleife und dem kortikalen oder "reptilian-type" Nephron (RT) ohne Medullarschleife, verdeutlicht (OGAWA u. SOKABE 1971, KING u. McLELLAND 1978).

2.1.1. Anatomische Lage und Form

Das bilateral symmetrische, rotbraune Organ erstreckt sich vom kaudalen Rand der Lunge bis an das Ende des Synsacrus und ist mit der dorsalen Oberfläche in Wirbelsäule, Darmbeinmulde und Synsacrum eingebettet. Dadurch wird die unebene Beschaffenheit der Oberfläche bedingt. Die retro-

peritoneal gelegene Niere ist fast vollständig von den Bauchluftsäcken umschlossen. Spinale Nerven des Plexus lumbalis und des Plexus ischiadicus ziehen durch das Nierenparenchym und dienen zusätzlich als Verankerung derselben (HOFFMANN u. VÖLKER 1966, FITZGERALD 1969, KING u. McLELLAND 1978, SCHWARZE u. SCHRÖDER 1979).

Die makroskopisch sichtbare Unterteilung der ca. 3,1 - 3,2 cm langen Niere in drei Lappen oder Abschnitte (besser auch als Divisionen bezeichnet), basiert auf dem Verlauf der A. iliaca externa und der A. ischiadica externa. Zusätzlich erfolgt die Unterteilung durch den Verlauf der drei afferenten Nierenarterien, doch kommunizieren Nebenäste dieser Gefäße miteinander, so daß sich die Versorgungsgebiete teilweise überschneiden (RICKART 1968, FITZGERALD 1969, SILLER u. HINDLE 1969).

Aufgrund der makroskopischen Erscheinungsform der Nieren ist es möglich, eine sichere Zuteilung zur entsprechenden Vogelart vorzunehmen (PALIC 1958).

Das durchschnittliche Nierengewicht der Vögel beträgt ungefähr 1% des Körpergewichtes (JOHNSON 1968, Unflat et al. 1985).

2.1.2. Aufbau der Nieren

Der Feinbau der Nieren basiert auf den Nierenläppchen (Lobuli renales), von denen sich mehrere zusammenfügen und so eine größere Einheit, den Nierenlappen oder Lobus renalis bilden. Ein Nierenbecken fehlt. Die harnableitenden Sammelrohre der einzelnen Nierenlappen ergießen sich direkt in Endaufzweigungen des Ureters (RICKART 1968, KING u. McLELLAND 1978).

2.1.2.1. Aufbau eines Nierenläppchens

Der Rindenteil des Nierenläppchens (Cortex renalis) wird von den Vv. interlobulares des Pfortadersystems und den perilobulären Sammelrohren umgeben. Die abführende Läppchenvene, V. intralobularis, bildet das Zentrum, und um diese Vene herum liegt die den Lobulus versorgende Arterie,

A. intralobularis. Von dieser Arterie entspringen die Vasa afferentia, die die Glomerula versorgen, welche hufeisenförmig ungefähr in der Mitte zwischen V. intra- und V. interlobularis angeordnet sind. Das aus dem Corpusculum renale hervorgehende proximale Tubuluskonvolut nimmt dabei hauptsächlich die Lobulusperipherie ein, während das distale Konvolut überwiegend um die Zentralvene herum angeordnet ist.

Die Harnsammelrohre bilden ein konisches Bündel am sich verjüngenden Teil des kegelförmigen Lappchens. Dieser konische, stielartige Teil stellt die Markzone (Medulla renalis), auch Markkegel oder Markzylinder genannt, des Lappchens dar und enthält neben den Sammelrohren die Henle'schen Schleifen der marknahen Nephronen und Vasa recta (JOHNSON u. MUGAAS 1970, BRAUN u. DANTZLER 1972, JOHNSON u. OHMART 1973 a, JOHNSON 1974, BAUMEL 1979, JOHNSON 1979).

In dreidimensionalen Präparaten zeigt sich, daß die Lobuli längliche Gebilde, ähnlich einem Brotlaib, darstellen. Der Rindenteil eines Lappchens führt Harn in mehrere Markzonen ab und umgekehrt kann jede Markzone Harn von Rindenzone mehrerer Lobuli erhalten (JOHNSON et al. 1972, KING u. McLELLAND 1978). Daraus ergibt sich die Definition eines Lobulus: Ein Lobulus ist ein Markkegel zusammen mit den Rindenbezirken, die Sammelrohre in diesen Kegel einbringen (JOHNSON 1979).

2.1.2.2. Aufbau eines Nierenlappens

Die Markzonen benachbarter Nierenlappchen vereinigen sich und konvergieren zu einem einzigen konischen Stamm aus Sammelrohren, der von einer Bindegewebsscheide umschlossen ist und so die Markzone eines Nierenlappens darstellt (KING u. McLELLAND 1978). Somit ergibt sich folgende Definition für einen Lobus. Ein typischer Lobus renalis ist aus einer Gruppe von Markkegeln zusammengesetzt, welche den Harn in eine Ureteraufzweigung II. Ordnung ableiten und der dazugehörigen Rinde, die mit diesen Kegeln verbunden ist (MICHEL u. JUNGE 1972, JOHNSON 1979).

2.1.2.3. Schnittfläche

Nierenläppchen und daher auch die Nierenlappen liegen bei der Vogelniere auf verschiedenen Ebenen. Daraus geht hervor, daß Rinde und Mark nicht wie beim Säuger eine homogene äußere und innere Zone bilden, sondern daß große Rindenbezirke relativ kleine Markinseln umschließen. Die Anzahl der Markinseln pro Volumeneinheit ist bei Vogelarten, die eine hohe Kapazität der Wasserretention besitzen, besonders groß. Dies wiederum deutet auf eine erhöhte Fähigkeit zur Harnkonzentrierung mittels Gegenstrommultiplikation hin (JOHNSON 1979, BRAUN 1982, BRAUN 1985).

2.2. Gefäßsystem

Das Vorkommen eines Pfortaderkreislaufes und einer Drosselklappe in den Nieren der Vogel gilt als besonderes Merkmal dieses Organs. Indessen liegen über die Bedeutung dieser zusätzlichen Blutversorgung sowie der Blutverteilung in der Niere und deren Beeinflußung bis heute nur Vermutungen vor.

2.2.1. Arteriellles Gefäßsystem

2.2.1.1. Versorgung der Nierenlappen

Die entsprechenden Nierenabschnitte werden durch die aus der Aorta entspringenden Aa. renales craniales und durch die aus der A. ischiadica stammenden Aa. renales mediae et caudales versorgt. Die A. iliaca externa ist nicht, wie SPANNER (1925) und SPERBER (1960) annahmen, an der Nierenversorgung beteiligt (RICKART 1968, SILLER u. HINDLE 1969, BAUMEL 1979, JOHNSON 1979). Eine ausführliche Beschreibung vom Ursprung der einzelnen arteriellen Gefäße, Ursprungswinkel und Lage des Gefäßursprungs verglichen zu anderen Gefäßen, erstellten RICKART (1968) und SILLER u. HINDLE (1969). Die Nomenklatur der weiteren Aufzweigungen der Nierenarterien ist aufgrund der morphologischen Verhältnisse bezüglich

der Lobuli renales nicht einheitlich (SILLER u. HINDLE 1969, BRAUN 1976), weshalb es sich anbietet, diese Gefäße bis zu den Aa. intralobulares als extralobuläre Arterien zu bezeichnen (ALI 1981).

2.2.1.2. Gefäßverlauf innerhalb eines Nierenläppchens

Die Endäste der A. interlobularis treten an der Basis des Läppchens in dieses ein und zweigen sich, nun als Aa. intralobulares bezeichnet, weiter auf. Sie bilden ca. in der Mitte zwischen Läppchenzentrum und -peripherie ein Spalier um die Zentralvene (KURIHARA u. YASUDA 1975 a, BRAUN 1976, JOHNSON 1979).

2.2.1.3. Vas afferens

Die Vasa afferentia, die alternierend mit unterschiedlicher Verlaufsrichtung aus den Aa. intralobulares auf der der Zentralvene abgewandten Seite entspringen, treten meist im rechten Winkel, selten tangential, an das sich anschließende Glomerulum heran. Das Vas afferens der medullären Glomerula ist deutlich länger als jenes der kortikalen Glomerula (RICKART 1968, KUDO et al. 1971, ALI 1981).

2.2.1.4. Glomerulum

Das Vas afferens teilt sich auf in das Rete capillare glomerulare, das aus zwei (RICKART 1968) bzw. aus zwei bis drei Kapillaren (SILLER u. HINDLE 1969, KING u. McLELLAND 1978, ALI 1981) besteht. BRAUN (1982) berichtet, daß ein einfaches, kortikales Glomerulum nur aus einer einzigen, unverzweigten Kapillare bestehen kann, während größere, medulläre Glomerula aus bis zu vier Kapillaren zusammengesetzt sein können. Jede Kapillare rahmt, unter Bildung von drei bis fünf wellenförmigen Schleifen, den Ansa capillares, die zentrale, kugelförmige, gefäßfreie Zellmasse des Glomerulums ein. Aus dieser Anordnung ergibt sich, daß jede Kapillare eine halbe Kugelschale bildet. Anschließend vereinigen sich die Kapillaren

wieder und formen das abführende Vas efferens (RICKART 1968). Die Glomerulumkapillaren haben nach Ansicht RICKART'S (1968) keine Verbindung untereinander, dagegen fanden SILLER u. HINDLE (1969) ein bis mehrere solcher Verbindungen in den größeren, medullären Glomerula.

2.2.1.5. Vas efferens

Das Vas efferens, das ungefähr den gleichen Durchmesser wie das Vas afferens besitzt, verläuft in Richtung Lappchenperipherie, wo es in das peritubuläre Kapillarsystem mündet. Auf diesem Weg kann sich das Vas efferens nochmals teilen, oder zwei Vasa efferentia vereinigen sich zu einem Gefäß. Der Markkegel eines Lappchens wird durch ein Kapillarnetzwerk, ähnlich den Vasa recta beim Säugetier versorgt, das ausschließlich durch efferente Arteriolen der juxtamedullär gelegenen Glomerula gespeist wird (RICKART 1968, KING u. McLELLAND 1978, WIDEMAN et al. 1981). Gelegentlich zieht eine Glomerulumkapillare ohne Ausbildung von Ansa capillares und ohne sich an der Bildung des Vas efferens zu beteiligen, direkt in die Medulla renalis (ALI 1981).

2.2.1.6. Extraglomeruläre arterielle Blutversorgung

RICKART (1968), SILLER u. HINDLE (1969) sowie ALI (1981) fanden in der Vogelniere sogenannte aglomeruläre oder extraglomeruläre Arteriolen, die entweder direkt aus der A. intralobularis oder den Arteriolae glomerulares afferentes kurz vor dem Nierenkörperchen entspringen und sich, ohne ein Glomerulum passiert zu haben, in das peritubuläre Kapillarnetz münden. Anzeichen dafür, daß das "fehlende" Glomerulum degeneriert ist (LJUNGQVIST 1964), wurden beim Vogel nie gefunden. Die Bedeutung dieser sehr selten und meist nur im marknahen Bereich zu findenden Gefäße ist bis heute unklar, jedoch wird angenommen, daß diese "by-pass" Gefäße als "shunt" funktionieren, wenn "reptilian-type" Nephronen inaktiv sind (BRAUN u. DANTZLER 1972). Dieser Auffassung widersprach WIDEMAN et al. (1981).

aufgrund der für eine derartige Aufgabe nicht ausreichenden Anzahl und Größe dieser Gefäße.

2.2.2. Abführendes venöses Gefäßsystem

Die V. intralobularis, die wegen ihrer zentralen Lage im Läppchen auch Zentralvene genannt wird, sammelt das venöse Blut aus dem peritubulären Kapillarnetz und leitet es über die V. renalis efferens zur V. cava caudalis ab. Das Blut aus dem kranialen Nierenabschnitt kann auch direkt über kleine Vv. efferentes in die kaudale Hohlvene geleitet werden (RICKART 1968, KURIHARA u. YASUDA 1975 b, JOHNSON 1979).

2.2.3. Zuführendes Venensystem (Portalblutsystem)

Die Vv. hypogastricae vereinigen sich in Höhe des kaudalen Nierenpoles und bilden dadurch einen Ring, der die V. coccygomesenterica aufnimmt. Von dieser Vereinigungsstelle gehen dann beiderseits die beiden Vv. afferentes in die jeweilige Nierenhälfte ab. Jede V. renalis afferens nimmt auf ihrem Verlauf nach kranial die V. ischiadica und die V. iliaca externa auf. Der bis dahin gleichbleibende Umfang des Gefäßes erweitert sich nach Aufnahme der V. iliaca externa und läuft dann als sogenannte V. iliaca communis oder auch "Anastomose" zur V. renalis efferens. An ihrer Mündungsstelle liegt die Drosselklappe. Die afferente Vene für die kraniale Nierendivision entspringt aus der A. iliaca communis.

In allen drei Divisionen gehen von der V. renalis afferens mehrere Seitenäste ab, die sich unregelmäßig strauchartig verzweigen und als Vv. interlobulares an die einzelnen Lobuli renales herantreten und somit das peritubuläre Kapillarnetz mit venösem Blut versorgen (RICKART 1968, JOHNSON 1979). Die meisten Nephronabschnitte werden demzufolge mit "gemischtem" Blut, also arteriellem Blut aus den Vasa efferentia und dem Portalblut selbst umspült. Die Vasa efferentia ergießen sich nahe dem Eintrittspunkt des Portalblutes in den peritubulären Kapillarsinus und

bilden so die arterio-portale Anastomose. Die oberflächlich gelegenen Schleifen der kortikalen Nephronen werden wahrscheinlich nur mit Portalblut versorgt, während in den Medullarkegel kein Portalblut eindringen kann (WIDEMAN et al. 1981).

2.2.3.1. Die Drosselklappe (Valva renalis portalis)

Die trichterförmige Drosselklappe am Übergang der V. iliaca communis zur V. efferens stellt einen Muskelsphinkter aus zirkulär angeordneten, glatten Muskelzellen dar (BENNET u. MALMFORS 1975). Die Klappe erhält sowohl eine umfangreiche cholinerge als auch adrenerge Innervation, wobei aber noch nicht feststeht, um welches Katecholamin es sich handelt (AKESTER u. MANN 1969, DOLEŽEL u. ŽLÁBEK 1969, BENNET u. MALMFORS 1975). Unklarheiten bestehen auch noch über den Eintritt und die Verteilung von Muskelfasern, epitheloiden Zellen und collagenen Fasern in der Drosselklappe (GILBERT 1961, AKESTER 1964, AKESTER 1970, HODGES 1974).

2.2.3.2. Blutflußrichtung im Pfortaderkreislauf der Nieren

Das Blut in der V. coccygomiesenterica kann in zwei Richtungen fließen, entweder von der Niere zur Leber oder umgekehrt, je nach dem Blutbedarf dieser Organe (AKESTER 1964). Während GORDEUK u. GRUNDY (1950) und KING u. McLELLAND (1978) der Meinung sind, daß das Blut in dieser Vene gewöhnlich in Richtung Niere fließt, kommen STURKIE u. ABATI (1975), STURKIE et al. (1977) sowie ODLIND (1978) auf das umgekehrte Ergebnis, nämlich daß das Blut die meiste Zeit in Richtung Leber fließt.

Es wurden weiterhin die unterschiedlichsten Verteilungsmuster und "shunts" des Portalblutes, auch unter Berücksichtigung der Stellung der Drosselklappe, aufgezeigt. Dabei wurde z.B. festgestellt, daß in 75% der Fälle die Blutverteilung in beiden Nieren gleich ist und daß in wiederum 74% der Fälle davon die Klappe in offener Stellung anzutreffen ist. Außerdem wurden drei Routen aufgezeigt, über die das Portalblut die Niere

vollkommen umgehen kann, doch wird für gewöhnlich ein Teil des Portalblutes in das Nierenparenchym geleitet. Die Blutverteilung in das Nierenparenchym ist am Abgang der kranialen Portalvene von der V. iliaca communis und am Ursprung der Seitenäste aus der V. renalis afferens für den mittleren und kaudalen Nierenabschnitt noch von einem anderen Faktor, wahrscheinlich einem Vasokonstriktionsmechanismus, abhängig (AKESTER 1964 u. 1967, KING u. McLELLAND 1978).

2.2.3.3. Bedeutung der Drosselklappe und des Portalblutsystems

Trotz der reichlichen Versorgung der Drosselklappe mit cholinergen und adrenergen Nervenfasern gelang es bisher noch nicht, den in vitro an isolierten Organpräparaten mit cholinergen Mitteln möglichen Klappenverschluß (RENNICK u. GANDIA 1954) in vivo nachzuvollziehen (STURKIE et al. 1978). Ebenso weist die Tatsache, daß Portalblut in die V. coccygo-mesenterica auch bei offener Drosselklappenstellung umgeleitet werden kann (AKESTER 1964 u. 1967), darauf hin, daß die Klappe nur eine geringe funktionelle Bedeutung hat und als dominanter Regelfaktor für die Blutverteilung nicht von großer Wichtigkeit ist (ODLIND 1978). Trotzdem scheint das Portalblut für die Versorgung der Nephronen, besonders für das proximale Tubuluskonvolut, das am weitesten peripher im Lämpchen liegt und für die tubuläre Sekretion von Uraten verantwortlich ist, wichtig zu sein. Die arterielle Blutversorgung ist für die Clearance von Uraten alleine nicht ausreichend (SILLER 1971). Sie ist aber in der Lage, die nutritive Versorgung der Niere und insbesondere der Lämpchenperipherie für eine gewisse Zeit ohne Folgeschäden am Parenchym aufrecht zu erhalten, obwohl die Anzahl und der Durchmesser der "by-pass" Gefäße dafür alleine nicht genügen. Aufgabe und Bedeutung der Drosselklappe und des ganzen Portalblutsystems sind bis heute trotz zahlreicher Untersuchungen nicht mit Sicherheit bekannt (SILLER u. HINDLE 1969, WIDEMAN et al. 1981).

2.3. Mikromorphologie der Nephronen

Der medulläre Nephrontyp (mammalian-type nephron, MT), der nahe dem Markkegel anzutreffen ist, zeichnet sich durch das Vorhandensein einer Henle'schen Schleife bzw. Medullarschleife und durch große, komplex gebaute Glomerula aus. Der weitaus häufiger anzutreffende (60-90% aller Nephronen), hauptsächlich auf die Rindenzone beschränkte, kortikale Nephrontyp (reptilian-type nephron, RT), ist im Vergleich zum MT-Nephron weniger kompliziert gebaut. Er besitzt kleinere Glomerula, seine Tubuli sind kürzer und zeigen ein einfacheres Verlaufsmuster (BRAUN u. DANTZLER 1972, JOHNSON 1979, BRAUN 1985). Die Glomerulumgröße korreliert dabei mit der Nephronlänge (UNFLAT et al. 1984).

HUBER (1917) fand noch einen dritten Nephrontyp, der eine Zwischenstellung zwischen MT- und RT- Nephron einnimmt und demzufolge als "intermediate-type" (IT-Nephron) bezeichnet wird. Dieser Nephrontyp ist durch eine, im Vergleich zum MT-Nephron, kürzere Medullarschleife charakterisiert und wird daher auch "medullärer Nephrontyp mit kurzer Schleife" genannt. Es besteht also ein fließender Übergang zwischen RT- und MT-Nephron (HODGES 1974, BRAUN u. DANTZLER 1972).

Sowohl bei den subkapsulär wie auch bei den mehr im Lappcheninneren gelegenen kortikalen Nephronen treten in Bezug auf ihr Verlaufsmuster große Variationen auf. Trotzdem ist ein Grundprinzip erkennbar (WIDEMAN et al. 1981, MORILD et al. 1985 a):

Bei den subkapsulären, kortikalen Nephronen zieht der Anfangsteil des proximalen Tubulus zur Lappchenoberfläche, ändert dort seine Verlaufsrichtung und zieht zur Zentralvene. Anschließend kehrt er zur Lappchenperipherie zurück. Dort angelangt beschreibt der proximale Tubulus in kürzeren Abständen mehrere Biegungen, ohne sich dabei der Zentralvene zu nähern. Nach der letzten Kurve in Nähe der Oberfläche geht der proximale Tubulus in den distalen über, welcher dann geradlinig in Richtung

Zentralvene läuft und sich dabei auf dem Weg dorthin nahe an die afferente Arteriole und das Glomerulum anlegt. An der V. centralis angelangt, schlägt der distale Tubulus um und zieht zurück zur Lappchenoberfläche, wo er sich mit dem Verbindungsstück bzw. mit dem Sammelrohr verbindet (HODGES 1974, WIDEMAN et al. 1981), (Abb. 1).

Das mehr im Lappcheninneren gelegene RT-Nephron zeigt ein ähnliches Verlaufsmuster, doch fehlen die gewundenen Anteile des proximalen Tubulus nahe der Lappchenoberfläche, während postglomerulär, nahe der Zentralvene, der distale Tubulus viele Windungen beschreibt (MORILD et al. 1985 a), (Abb. 1).

Bei den MT-Nephronen, die den Säugetieren sehr ähneln, besitzt sowohl der proximale als auch der distale Tubulus ein Konvolut (JOHNSON 1979, MORILD et al. 1985 a), (Abb. 1).

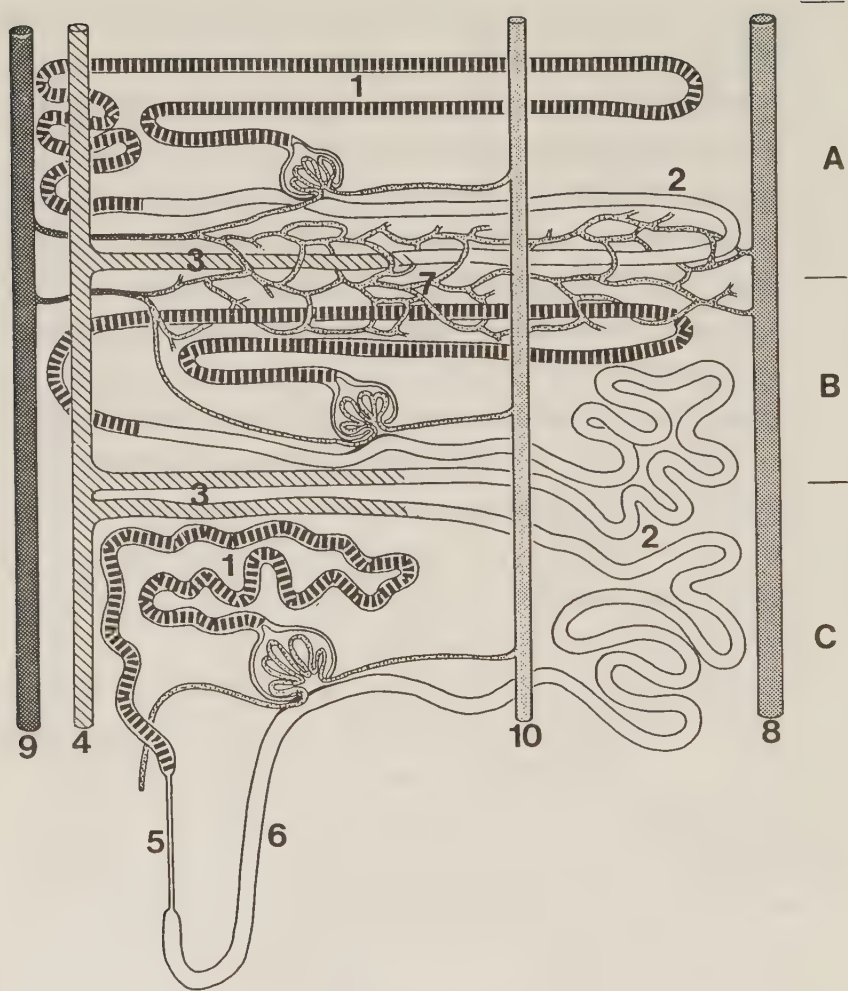


Abb. 1: Schematische Darstellung des Verlaufsmusters eines subkapsulären (A), kortikalen (B) und medullären (C) Nephrons. Proximaler Tubulus (1); distaler Tubulus (2); Verbindungsstück (3); perilobuläres Sammelrohr (4); dünner Teil (5) und dicker Teil der Markschleife (6); peritubuläres Kapillarnetz (7); V. intralobularis (8); V. interlobularis (9); A. intralobularis (10). (modifiziert nach HODGES 1974).

2.4. Organisation des Markkegels im Schnittbild

Eine besondere Anordnung der Medullarschleifen kommt bei den Sperlingsvögeln (Passeriformes) vor. Jeder Markkegel besitzt einen Ring aus Sammelrohren, der den dünnen, absteigenden Teil der Henle'schen Schleife umschließt und selbst von mehreren Lagen aufsteigender Schenkel umgeben ist. Bei den meisten anderen Arten dagegen besteht eine allgemeine Mischung der medullären Elemente, wobei die dünnen Schenkel häufig peripher anzutreffen sind.

Der Durchmesser des Medullarkegels beträgt bei den meisten Vögeln 0,3-0,5 mm, wobei ca. 20-30 Sammelrohre in einen Kegel ziehen. Bei der Helmwachtel (*Lophortyx gambelii*) beträgt der Durchmesser des Lobulus corticalis 0,53 bis 1,34 mm, des Lobulus medullaris 0,29-0,64 mm; 25-65 Sammelrohre ziehen in einen Markkegel hinein (JOHNSON u.MUGAAS 1970, JOHNSON 1974).

2.5. Morphometrie

Tabelle 1: Durchmesser der Glomerula (in μm)

Species	RT- Nephron	IT- Nephron	MT- Nephron	Variations- breite	Autor
Gallus gallus v. domesticus	75-65 —	— —	110-100 —	— 36-89	MARSHALL (1934, zit. n. HODGES 1974) KUDO et. al. (1971)

Tabelle 2: Durchmesser der Corpuscula renis (in μm)

Species	RT- Nephron	IT- Nephron	MT- Nephron	Variations- breite	Autor
Haushuhn	-- 54-26	-- --	-- 65-117	35-90 --	SCHUMMER (1973) KURIHARA u. YASUDA (1973)
Helmwachtel u. Star	28-35	--	90-120	--	STURKIE (1986)

Tabelle 3: Anzahl der Nephrene beider Nieren

Species	Anzahl	Autor
Huhn	200.000 570.000	BENOIT (1950, zit. n. Schummer 1973) UNFLAT et al. (1984)
Haushuhn	840.000	MARSHSALL (1934, zit. n. HODGES 1974)
Star	ca. 74.000	DANTZLER u. BRAUN (1980)
Helmwachtel	ca. 48.000	DANTZLER u. BRAUN (1980)

Tabelle 4: Nephronlänge (in mm)

Species u. Nephrontyp	prox. Tubulus	Henle's Schleife	dist. Tubulus	Sammel- rohr	Total	Autor
<u>RT-Nephron</u>						
Haushuhn	3,5-4,0 --	-- --	-- --	-- --	6,5-8,0 2,0-2,2	HODGES (1974) WIDEMAN et al. (1981)
Helmwachtel	1,6 $\pm$ 0,09	--	--	--	3,0	BRAUN u. DANTZLER (1972) UNFLAT et al. (1985)
<u>IT-Nephron</u>						
Haushuhn	7,5	1,8	((3,7))	--	13,0	HODGES (1974)
Helmwachtel	3,4 $\pm$ 0,12	1,5 $\pm$ 0,05	--	--	--	BRAUN u. DANTZLER (1972)
<u>MT-Nephron</u>						
Haushuhn	7,0-8,5	1,7-6,5	2,2-4,1	1,2-2,0	15,5-18,2	HODGES (1974)
Helmwachtel	3,6 $\pm$ 0,1	2,7 $\pm$ 0,07	--	--	--	BRAUN u. DANTZLER (1972)

2.6. Histologie der Nephronen

2.6.1. Corpusculum renale

Lichtmikroskopisch ist erkennbar, daß das Glomerulum von einem dünnen Plattenepithel aus epitheloiden Zellen, dem parietalen Blatt (pars externa) der Bowman'schen Kapsel umgeben ist. Am Harnpol geht das flache Kapsel-epithel abrupt in das isoprismatische Epithel des proximalen Tubulus über. Ein den Übergang vermittelndes Halsstück ist nicht vorhanden (MICHEL u. JUNGE 1972, ZWINGMANN 1973). Das parietale Blatt der Bowman'schen Kapsel setzt sich am Gefäßpol als viszerale Blatt (pars interna), welches den Kapillaren aufliegt und nur durch eine stark PAS-positive Basalmembran getrennt wird, fort. Das Zentrum des Glomerulums, um das die Kapillarschlingen angeordnet sind, wird von einer kompakten Masse aus mesangialen Zellen, der sogenannten "zentralen Zellmasse", gebildet.

Ultrastrukturell fällt bei den zahlreichen Mesangiumzellen der große, irregulär geformte Zellkern auf, der ein bis zwei Nukleoli besitzt und von einer doppelten Kernmembran umgeben ist. Das relativ spärliche Zytoplasma formt mehrere Fortsätze, die mit jenen anderer Zellen in Kontakt treten und so ein komplexes Maschenwerk entstehen lassen. Der Interzellularraum wird durch eine amorphe Matrix ausgefüllt. Teilweise nimmt diese auch fibrilläre Struktur an und verbindet sich dann in dieser Form mit der mittleren, als Nebenkomponente bezeichneten Lage der dreischichtigen Basalmembran der Kapillarschlingen (Abb. 2). Das periphere Zytoplasma der endothelialen Zellen der Kapillarschlingen enthält nur wenige Zellorganellen und zieht als dünnes Blatt an der inneren Oberfläche der dreischichtigen Basalmembran entlang, die die Endothelzellen vom Mesangium trennt. Die Kapillaren besitzen in geringer Anzahl Poren mit einem Durchmesser von ca. 300-800 Å. Die Hauptkomponente der mittleren, dichten Basalmembranlage erstreckt sich über die Oberfläche der zentralen Zellmasse bis zur nächsten Kapillarschlinge (Abb. 2).

Die epithelialen Zellen der pars interna der Bowman'schen Kapsel bilden

einen unvollständigen Überzug über das Gefäßknäuel. Die von den Perikaryen dieser Zellen ausgehenden Zytoplasmafortsätze geben eine große Zahl sekundärer Fortsätze ab, die entweder auf der äußeren Oberfläche der Kapillarmembran oder auf der Basalmembran fußen, welche die zentrale Zellmasse abdeckt (Abb. 2). Diese großen, kubischen Zellen, die Epizyten oder auch Podozyten genannt werden (BARGMANN 1977), besitzen einen runden bis ovoiden Zellkern mit ein bis zwei Nukleoli. Zahlreiche Zellorganellen, besonders Mitochondrien und rauhes endoplasmatisches Retikulum, liegen im Zytoplasma (PAK POY u. ROBERTSON 1957, HODGES 1974, SCHWARZ u. RADKE 1981).

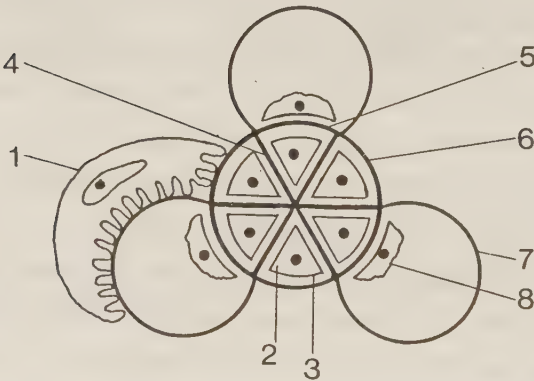


Abb. 2: Schematische Darstellung des Nierenkörperchens

Podozyt (1); zentrale Zellmasse (2); Zellmembran (3); Interzellularmaterial (4); Nebenkomponekte der Kapillarmembran (5); Hauptkomponente der Kapillarmembran, die die Oberfläche der zentralen Zellmasse bedeckt (6); Kapillarmembran (7); Endothelzelle (8);

(modifiziert nach PAK POY u. ROBERTSON 1957)

Das parietale Blatt der Bowman'schen Kapsel besteht aus abgeflachten, epithelialen Zellen mit ovalem oder länglichen Zellkern und wenigen Zellorganellen. Die ebenfalls dreischichtige Basalmembran steht sowohl mit der Interzellulärsubstanz der zentralen Zellmasse als auch mit der Basalmembran der Glomerulumkapillarschlingen in Verbindung (PAK POY u. ROBERTSON 1957, SILLER 1971, HODGES 1974).

2.6.2. Juxtaglomerulärer Apparat

2.6.2.1. Macula densa

Aufgrund von licht- und teilweise elektronenmikroskopischen, überwiegend am Haushuhn durchgeführten Untersuchungen, sind einige Autoren der Meinung, daß eine Macula densa beim Vogel regelmäßig auftritt (McKELVEY 1963, BERGER 1966, JOHNSON u. MUGAAS 1970, SILLER 1971 u. 1981, HODGES 1974, KING u. McLELLAND 1978, CHRISTENSEN et al. 1982). Andere Autoren bestreiten deren Vorkommen bzw. beschreiben Zellen, die eine Zwischenstellung zwischen typischen Macula densa-Zellen von Säugetieren (BARAJAS 1979) und den umliegenden distalen Tubuluszellen einnehmen (OGAWA u. SOKABE 1971, SOKABE u. OGAWA 1974).

WIDEMAN et al. (1981) untersuchte sowohl kortikale als auch medulläre Nephronen und kam zu dem Ergebnis, daß nirgends eine typische Macula densa vorhanden ist, während MORILD et al. (1985 b), der ebenfalls beide Nephrontypen berücksichtigte, regelmäßig eine Macula densa fand. In einem Punkt aber sind die Meinungen aller Autoren identisch, nämlich daß der distale Tubulus immer in engem Kontakt zum Glomerulum steht und daß die Fließrichtung des Blutes in der Arteriola glomerularis afferens bzw. -efferens und die Fließrichtung des Harns im distalen Tubulus entgegengesetzt gerichtet sind.

Berichte über das Vorkommen von "dunklen Zellen" in der Macula densa, wie z.B. bei der Ratte (BUCHER u. KRSTIC 1971 u. 1973), liegen beim Vogel nicht vor.

Tabelle 5:

Macula densa

	BARAJAS (1979)	OGAWA u. SOKABE (1971)	SILLER (1971)	CHRISTENSEN et al. (1982) Morild et al. (1985 b)	NICHOLSON (1982)
Merkmale der Macula densa	Säugetier	japanische Wachtel	Haushuhn	---	Star
Anlagerung des distalen Tubulus an den Gefäßpol	+	+	+	+	+
Zellhöhenunterschied	+	-	+	+	+, aber die Zellen sind niedriger als im dist. tub.
Zusammendrängung der Zellkerne	+	±	+	+	±
Chromatinreichtum der Nuklei	+	+	/	/	/
Basale Lokalisation des Golgi- apparates	+	supra- nuklear	/	/	supra- nuklear
Geringere Anzahl an Mitochondrien und irreguläre Verteilung	+	+	+	/	+
Geringere Einfaltung der basalen Plasmamembran	+	+	/	/	+

Zeichenerklärung: + = positiv bzw. vorhanden
 - = negativ bzw. nicht vorhanden
 / = nicht untersucht

2.6.2.2. Juxtaglomeruläre Zellen

Die juxtaglomerulären Zellen sind in der Wand der afferenten Arteriole (OGAWA u. SOKABE 1971, SOKABE u. OGAWA 1974), innerhalb des Glomerulums im Mesangium (SILLER 1971, CHRISTENSEN et al. 1982) und im paravaskulären Gebiet des Gefäßpols (KON et al. 1984) zu finden. WIDEMAN et al. (1981) und MORILD et al. (1985 b) untersuchten sowohl RT- wie auch MT-Nephronen und fanden solche Zellen ausschließlich in MT-, niemals in RT-Nephronen.

Diese granulären, epitheloiden Zellen besitzen einen gut entwickelten Golgi-Apparat, längliches, rauhes ER, Myofibrillen und charakteristische "attachment bodies". Die membranbegrenzten Granula enthalten ein amorphes, elektronendichtes Material und bedingen so das granuläre Erscheinungsbild dieser Zellen (KON et al. 1984).

2.6.2.3. Polkissen

Lazis-, Polkissen- oder auch Goormaghtighzellen wurden von SILLER (1971), CHRISTENSEN et al. (1982) und MORILD et al. (1985 b) in allen Nephrontypen beim Haushuhn gefunden. Dagegen konnte OGAWA u. SOKABE (1971) bei der japanischen Wachtel ein solches Gebiet selbst elektronenmikroskopisch nicht identifizieren.

Die Anzahl der Laziszellen war in MT-Nephronen deutlich höher als in RT-Nephronen, dennoch besteht die Polkissenzellmasse meistens nur aus ein bis zwei Zellagen. Die zentrale Zellmasse hat immer Kontakt mit dem Polkissen und dieses wiederum mit der Macula densa. Ein Netzwerk von Basalmembranstrukturen, ausgehend von der Macula densa, umgibt die Laziszellen sowie die Mesangiumzellen und endet wahrscheinlich in der Basalmembran der Glomerulumkapillaren (CHRISTENSEN et al. 1982, MORILD et al. 1985 b).

2.6.3. Proximaler Tubulus

Das einschichtige Epithel des proximalen Tubulus besteht lichtmikroskopisch betrachtet aus iso- bis leicht hochprismatischen Zellen. Die großen, runden Zellkerne, welche ein bis zwei Nukleoli enthalten, liegen fast zentral (MICHEL u. JUNGE 1972, JOHNSON 1979). Der Durchmesser beträgt ca. 40,0 µm (MORILD et al. 1985 a), die Zellhöhe 12,4 µm (HODGES 1974). Die Basalmembran ist ebenso wie der für den proximalen Tubulus charakteristische Bürstensaum stark PAS-positiv (ALEJANDRO u. STRAFUSS 1984). Die Unterscheidung des proximalen Tubulus in einen

dünnen Anfangsteil (*pars tenuis*) und einen dickeren Endteil (*pars crassa*) bei RT-Nephronen oder die Unterteilung in eine *pars convoluta* und *pars recta* bei MT-Nephronen (JOHNSON 1979) trifft nach WIDEMAN et al. (1981) nicht zu, da keine Änderung des Tubulusdurchmessers oder der Zellhöhe festzustellen ist.

Die ultrastrukturelle Untersuchung des proximalen Tubulus zeigt, daß der Bürstensaum aus zahlreichen, regulär angeordneten, unverzweigten Mikrovilli gebildet wird, die eine Länge von 1 bis 1,5 µm aufweisen. Unmittelbar unterhalb schließt sich das sogenannte "terminal web" an, das aus zahlreichen Mikrotubuli und Mikrofilamenten besteht, die in engem Zusammenhang mit den Invaginationen der apikalen, intervillösen Plasmamembran stehen. Das benachbarte Zytoplasma ist reich an rauen und glatten ER, Ribosomen und Lysosomen (BERGER 1966, ERICSSON u. TRUMP 1969, SILLER 1971, HODGES 1974). Mitochondrienstapel wie beim Säugetier kommen nicht vor, vielmehr sind die Mitochondrien ohne erkennbare Anordnung im basalen, perinukleären und apikalen Zellbereich verstreut (MICHEL u. JUNGE 1972).

Die basale Plasmamembran zeigt viele schmale Einfaltungen, deren Anzahl im weiteren Tubulusverlauf abnimmt. Die laterale Plasmamembran weist ebenfalls in der unteren Zelhälfte solche Einstülpungen auf, die aber im distalen Teil des proximalen Tubulus nicht mehr vorhanden sind (SILLER 1971). In Nähe des Tubuluslumens sind benachbarte Zellen durch "tight junctions" miteinander verbunden (HODGES 1974).

2.6.4. Übergang in die folgenden Nephronabschnitte

Bei RT-Nephronen erfolgt der Übergang in den anschließenden distalen Tubulus nach Meinung von ZWINGMANN (1973) und WIDEMAN et al. (1981) abrupt, also von einer Zelle zur nächsten. Dagegen konnte MORILD et al. (1985 a) meistens, aber nicht immer, eine unmittelbare Änderung, nämlich Abnahme der Zellhöhe, Lumenerweiterung und schwächer anfärbbares Zyto-

plasma, feststellen. MICHEL u. JUNGE (1972) und HODGES (1974) berichten von einem kurzen Zwischensegment, dem sogenannten "intermediate tubule", das weder einen Bürstensaum noch ein "terminal web" besitzt.

Im Gegensatz zu den RT-Nephronen erfolgt der Übergang des proximalen Tubulus in den dünnen Teil der Medullarschleife bei MT-Nephronen immer allmählich (SILLER 1971, HODGES 1974). Die Zellen werden kleiner, die Kerne scheinen aneinandergedrängt zu sein und das Zytoplasma wird basophil (JOHNSON 1979).

2.6.5. Markschleife (Ansa nephroni)

2.6.5.1. Dünner Teil der Markschleife (Pars descendens ansae)

Die 3-5 μm hohen, isoprismatischen Zellen haben in ihrer Mitte einen runden, manchmal leicht abgeflachten Zellkern. Der einheitliche Durchmesser ändert sich abrupt beim Übergang in den dicken Teil der Henle'schen Schleife, und dies geschieht ausnahmslos vor dem Umschlagspunkt der Schleifen. Es folgt eine starke Zunahme der Zellgröße und des Tubulusdurchmessers (SILLER 1971, HODGES 1974, JOHNSON 1979).

Elektronenmikroskopisch sind ein schwach entwickelter Mikrovillibesatz und wenige Zilien, ein terminales Maschenwerk und apikal gelegene Vakuolen in allen Zellen nachweisbar. Zellorganellen, wie Mitochondrien, rauhes und glattes ER und Ribosomen kommen nur spärlich vor. Die lateralen und basalen Plasmamembranen sind einfach gestaltet, Einfaltungen fehlen (SILLER 1971, HODGES 1974).

2.6.5.2. Dicker Teil der Markschleife (Pars ascendens ansae)

Der Außendurchmesser dieses Abschnittes ist an der Umschlagsstelle der Schleife merklich größer (24-36 μm) als im anschließenden Teil (18-22 μm), (JOHNSON 1979).

Die Zellhöhe der isoprismatischen, schwach eosinophilen Zellen beträgt ca. 8 μm . Der zentralständige Zellkern besitzt 1 - 2 Nukleoli (HODGES 1974).

Die apikale Zellmembran trägt nur vereinzelt Mikrovilli, die im weiteren Verlauf gänzlich fehlen. Ein "terminal web" ist nicht mehr vorhanden. Die Invaginationen der lateralen und basalen Plasmamembranen nehmen im Verlauf des Tubulusabschnittes stark zu. Auch ist eine starke Vermehrung der Mitochondrien bezüglich Anzahl und Größe festzustellen. Im weiter distal gelegenen Schleifenteil sind die Zellorganellen dichter über die ganze Zelle verteilt. Eine Ausnahme stellen apikale Vorwölbungen dar, welche relativ klares Zytoplasma enthalten und in das Tubuluslumen hineinragen (SILLER 1971, HODGES 1974).

2.6.6. Distaler Tubulus

Ebenso wie im proximalen Tubulus ist eine strenge Unterteilung in eine Pars recta und Pars convoluta beim Vogel nicht sinnvoll (ZWINGMANN 1973). Der Übergang vom proximalen in den distalen Tubulus erfolgt bei RT-Nephronen nahe der Lobulusperipherie, also noch vor dem Glomerulum, während er bei MT-Nephronen in Übereinstimmung mit der Terminologie beim Säugetier, an der Stelle beginnt, wo sich der dicke Schleifenteil an das Glomerulum anlegt (JOHNSON 1979, MORILD et al. 1985 a).

Charakteristisch für diesen Abschnitt des Nephrons sind das Fehlen eines Bürstensaumes und mucopolysaccharidhaltiger Granula, wodurch eine Abgrenzung zum proximalen Tubulus einerseits und zum darauffolgenden Verbindungsstück andererseits jederzeit möglich ist (SILLER 1971).

Der gleichbleibende Außendurchmesser von ca. 23,1 μm beträgt somit zirka die Hälfte des proximalen Tubulusdurchmessers (MORILD et al. 1985 a). Das Tubuluslumen ist relativ großlumig (ZWINGMANN 1973).

Der sphärische Zellkern liegt in den schwach eosinophilen, niedrig isoprismatischen Zellen zentral. Die Zellen sitzen auf einer PAS-positiven Basalmembran (SILLER 1971, HODGES 1974).

Die apikale Zellmembran trägt im Anfangsteil des distalen Tubulus wenige kurze Mikrovilli. In den weiter distalen Abschnitten fehlen diese gänzlich

Die Zellmembran wölbt sich hier zungenförmig in das Lumen vor. Das darunterliegende, apikale Zytoplasma enthält viele mikropinozytotische Vesikel, ansonsten sind in diesem Gebiet nur wenige Zellorganellen zu finden. Große, längliche Mitochondrien sind in den tiefen und komplexen Einfaltungen der basalen und lateralen Plasmamembran eingebettet. Weiter distal werden die Mitochondrien kleiner und rundlicher, die Anzahl und Komplexität der Plasmamembraneinfaltungen nimmt ab. Das basale Zytoplasma enthält weiterhin nur wenige Zellorganellen, wie z.B. glattes und rauhes ER und Ribosomen (SILLER 1971, HODGES 1974, NICHOLSON 1982).

Das Ende des distalen Tubulus ist durch das Auftreten eines anderen Zelltyps gekennzeichnet, der sich von den Hauptzellen des distalen Tubulus deutlich unterscheidet. Diese Zellen erinnern sehr an die von KAISLING u. KRIZ (1979) beim Kaninchen beschriebenen Schaltzellen, auch "dark cells" oder "intercalated cells" genannt.

2.6.7. Verbindungsstück

Lichtmikroskopisch ist der allmähliche Übergang vom distalen Tubulus in das Verbindungsstück an dem vereinzelt Auftreten von schwach PAS-positiven, "dunklen" Zellen, gefolgt von dem Erscheinen schleimsezernierender Zellen mit stark PAS- und Alcianblau- positiven Zellspitzen, zu erkennen (CRAYEN u. THOENES 1975, NICHOLSON 1981). Somit kommen im Anfangsteil des Verbindungsstückes drei Zelltypen vor, die sich sowohl licht- wie auch elektronenmikroskopisch voneinander unterscheiden. Die Hauptzellen des distalen Tubulus werden allmählich durch die für das Verbindungsstück charakteristischen Schaltzellen und schleimproduzierenden Zellen ersetzt. Alle Zellen haben iso- bis leicht hochprismatische Form und einen zentral oder basal gelegenen, großen, runden Zellkern (NICHOLSON 1981, 1982, NICHOLSON u. KENDALL 1983). Der Außendurchmesser des Verbindungsstückes beläuft sich auf ca. 30 μm (WIDEMAN et al. 1981).

2.6.7.1. Ultrastruktur der Verbindungsstückzellen

2.6.7.1.1. Schaltzellen

Nach Osmiumfixierung haben die "dark cells" eine dichtere Grundsubstanz und erscheinen deshalb, verglichen mit anderen Zellen, dunkler. Wie die Hauptzellen des distalen Tubulus besitzen die Schaltzellen kleine apikale Mikrovilli und zahlreiche mikropinozytotische Vesikel im apikalen Zytoplasma. Im Gegensatz zu den Hauptzellen sind die vielen, runden Mitochondrien nicht mit den kurzen, regelmäßigen Einfaltungen der basalen Plasmamembran assoziiert. Sie liegen oberhalb der durch die Einfaltungen gebildeten Schicht. Ein großer, runder Zellkern nimmt die Zellmitte ein. Andere Zellorganellen, wie Lysosomen, glattes und rauhes ER, Golgiapparat und Ribosomen liegen ebenfalls in der mittleren Zone der Zelle (HAGEGE u. RICHET 1975, NICHOLSON 1981, NICHOLSON u. KENDALL 1983).

2.6.7.1.2. Schleimsezernierende Zellen

Typisch für diese Zellen sind die vielen, bis zu 2 µm großen, muzinhaltigen Vakuolen, welche im apikalen Zytoplasma oft in großen Gruppen zusammenliegen. Ruptur der oft unvollständig mit einer Membran begrenzten Vakuolen und Freigabe des fibrillären Inhaltes ist regelmäßig zu beobachten. Die Vakuolen scheinen aus vielen kleinen, klaren Vesikeln hervorzugehen, die von dem gut entwickelten, supranukleär gelegenen Golgiapparat stammen. Mikrovilli sind an der apikalen Plasmamembran sehr selten vorhanden (SILLER 1971, NICHOLSON 1982).

Der Zellkern ist groß, rund und besitzt deutliche Nukleoli und Kernporen. Zahlreiche runde Mitochondrien sind gleichmäßig über das Zytoplasma verteilt und von Zisternen aus rauhem ER umgeben. Freie Ribosomen kommen in geringer Anzahl vor. Die basalen Einfaltungen der Plasmamembran sind unregelmäßiger und schwächer entwickelt als in den Schaltzellen. Die lateralen Plasmamembranen zeigen dagegen komplexe Einziehungen. Benachbarte Zellen sind im apikalen Bereich durch "tight

junctions" verbunden.

Insgesamt erscheinen die Zellen nach Osmiumfixierung heller im Vergleich zu den Schaltzellen (NICHOLSON 1981 und 1982).

2.6.7.2. Physiologische Bedeutung der Verbindungsstückzellen

2.6.7.2.1. Schaltzellen

Über die Aufgabe der Schaltzellen liegen bis heute nur Hypothesen vor. Unter bestimmten Bedingungen, wie z.B. bei respiratorischer Azidose, steigt die Anzahl der dunklen Zellen reversibel, woraus unter anderem geschlossen wurde, daß "dunkle" und "helle" Zellen nicht zwei verschiedene Zelllinien, sondern unterschiedliche Formen des Tubulusepithels darstellen (RICHEL u. HAGEGE 1975, HAGEGE u. RICHEL 1975). Demgegenüber ist NICHOLSON (1982) der Meinung, daß zwar eine Zellumwandlung denkbar wäre, aber wegen der morphologischen Zellunterschiede ziemlich unwahrscheinlich ist. Es wird vermutet, daß die Schaltzellen aufgrund ihrer starken pinozytotischen Aktivität sowohl im Kaliumtransport, als auch bei der Wasserreabsorption eine Rolle spielen (EVAN et al. 1980, NICHOLSON 1982).

2.6.7.2.2. Muzinsezernierende Zellen

Vögel scheiden als Endprodukt des Stickstoffwechsels Harnsäure, hauptsächlich durch tubuläre Sekretion, aus. Die Harnsäure und ihre Salze können entweder als kolloidale Lösung oder in kristalliner Form vorliegen. Die Muzinsekretion dient der Stabilisierung des Uratsols und verhindert die Präzipitation der Harnsäure und demzufolge eine Verstopfung der harnableitenden Wege. Zusätzlich gewährleistet der visköse Schleim einen Schutz vor mechanischen Verletzungen der Tubuluswände. Das Muzin besteht im Verbindungsstück ausschließlich aus sauren Mukopolysacchariden, während das folgende Sammelrohrsystem sowohl saure wie auch neutrale Glykosaminoglykane enthält. (GUZSAL 1970, McNABB et al.

1973, McNABB 1974, KING u. McLELLAND 1978, NICHOLSON 1982).

2.6.8. Sammelrohrsystem

Der Übergang vom Verbindungsstück in das perilobuläre Sammelrohr ist primär durch die Topographie, sekundär durch die starke Abnahme der Schaltzellen, die im medullären Sammelrohr gänzlich fehlen, gekennzeichnet. Parallel zu der Abnahme der Schaltzellen erfolgt die Zunahme der Muzinzellen, deren Zellspitzen stark PAS- und Alcianblau- positiv sind. Das anfangs noch isoprismatische Epithel ändert sich im weiteren Verlauf über hochprismatisch bis hin zu einem mehrreihigen hochprismatischen Epithel im Ureterast II. Ordnung.

Die ins Lumen hineinragenden Zellen enthalten im apikalen Zytoplasma zahlreiche Muzingranula. Im mittleren Zelldrittel sind kleine Mitochondrien, rauhes ER und freie Ribosomen in geringer Anzahl zu finden. Das basale Drittel wird durch einen großen, runden Kern ausgefüllt. Die basale und laterale Plasmamembran ist einfach gestaltet, Einfaltungen fehlen. Neben diesen muzinbildenden Zellen ist ein weiterer Zelltyp identifizierbar, der keine Vakuolen besitzt, dafür aber mit pinozytotischen Vesikeln und einigen wenigen apikalen Mikrovilli ausgestattet ist (SILLER 1971, HODGES 1974, NICHOLSON 1982).

2.6.9. Ureter

Der Übergang von den medullären Sammelrohren in einen Ureterast II. Ordnung erfolgt abrupt und ist durch das Auftreten eines mehrreihigen, hochprismatischen Epithels gekennzeichnet. Der Großteil der Zellen durchläuft die gesamte Epithelhöhe und enthält in den Zellspitzen zahlreiche Vakuolen. Diese enthalten neutrale, aber auch saure Mukopolysaccharide. Der Zellkern ist groß, oval und unterhalb der Zellmitte gelegen. Einige Zellen haben kubische Form mit einem nahe der Zellbasis gelegenen Kern. Diese Zellen erreichen die Epitheloberfläche nicht und besitzen keine Vakuolen. Die

Lamina epithelialis ändert ihr Erscheinungsbild im gesamten Verlauf des Ureters nicht.

Das Epithel wird von der anfangs noch dünnen, besonders im extrarenalen Anteil des Ureters an Dicke zunehmenden Lamina propria und Tunica submucosa unterlagert. Diese Bindegewebsschicht enthält lymphatisches Gewebe, manchmal auch kleine Lymphknötchen. Am Übergang der Submucosa zur Tunica muscularis liegt ein gut entwickeltes, feines Maschenwerk aus elastischen Fasern.

Die anschließende Tunica muscularis besteht bei den Ureterästen I. und II. Ordnung aus einigen wenigen, glatten und in Längsrichtung angeordneten Muskelfasern. Im weiteren Verlauf des Harnleiters nimmt die Muskelschicht an Dicke zu. Sie besteht aus einer inneren longitudinalen und einer äußeren zirkulären Lage glatter Muskulatur. Am kloakalen Ende des Ureters kommt eine dritte, äußere longitudinale Muskellage hinzu. Eine dünne Lage lockeren Bindegewebes, die Tunica adventitia, umgibt den muskulösen Schlauch. Der Durchmesser des Ureters kann bis zu 2 mm betragen.

Das im renalen Anfangsteil des Harnleiters noch runde Lumen wird allmählich sternförmig, bedingt durch die Kontraktionen der stärker werdenden Tunica muscularis und den Faltungen der Tunica mucosa nach der Fixation. (LIU 1962, JUNGE 1971, SILLER 1971, McNABB et al. 1973, HODGES 1974, JOHNSON 1979).

2.7. Physiologie

Die Helmwanke (Lophortyx gambelii), die in Trockengebieten lebt, kann im Vergleich zur Virginianwanke (Colinus virginianus) und kalifornischen Schopfwanke (Lophortyx californica), die in klimatisch feuchten bzw. gemäßigten Gebieten beheimatet sind, Wasserknappheit besser kompensieren (McNABB 1969 a u. 1969 b). Untersuchungen von BRAUN u. DANTZLER (1972) an der Helmwanke ergaben, daß die Injektion einer

hyperosmotischen Kochsalzlösung eine deutliche Senkung der glomerulären Filtrationsrate (GFR) hervorruft. Diese Senkung geht einher mit einem Filtrationsstop der RT-Nephrene, verursacht durch Konstriktion der afferenten Glomerulumarteriolen, während MT-Nephrene weiterhin funktionsfähig sind. Als regulierender Faktor dient "Arginine vasotocine" (AVT), das natürliche antidiuretische Hormon der Vögel (BRAUN 1976, 1978 und 1982). In diesem Zusammenhang wird auch die Bedeutung der "by-pass" Gefäße diskutiert (BRAUN u. DANTZLER 1972).

Der interstitielle osmotische Gradient im Medullarkegel wird dabei hauptsächlich durch aktiven Transport von Na^+ und Cl^- aufgebaut, Harnstoff spielt keine Rolle (EMERY et al. 1972, BRAUN 1985). Die erhöhte Natriumrückresorption (SKADEHAUGE u. SCHMIDT-NIELSEN 1967), das Medullarkegel - Nephron Verhältnis (JOHNSON u. OHMART 1973 a u. 1973 b), die Ausscheidung von Harnsäure, welche nur wenig zur osmotischen Aktivität des Urins beiträgt (BRAUN 1978 und 1985), die erhöhte Sammelrohrpermeabilität der MT-Nephrene im Medullarkegel (SKADEHAUGE 1981) und die Senkung der glomerulären Filtrationsrate (STURKIE 1986) bewirken sowohl eine Harnkonzentrierung als auch eine erhöhte Wasser-rückresorption. Dadurch haben manche Vögel, wie z.B. die Helmwachtel, die Möglichkeit, den Anstieg der Plasmaosmolarität in Zeiten ernsthafter Dehydration oder Salzüberladung gering zu halten. Andere Vögel dagegen, wie z.B. der Star (*Sturnus vulgaris*), reagieren auf eine artifizielle Salzüberladung im Gegensatz zur Helmwachtel mit stärkerer Harnkonzentrierung und dem Anstieg des Urinflusses auf Kosten des Körperwassers, um so die Plasmaosmolarität stabil zu halten (BRAUN 1978).

2.8. Lektine

Unter den Glykokonjugaten spielen besonders die Glykoproteine und die Proteoglykane, auch als Muzine oder Mukopolysaccharide bezeichnet, in der

Niere eine wichtige Rolle. Die Muzine, welche vorwiegend im harn-ableitenden System der Niere anzutreffen sind, unterscheiden sich von den Glykoproteinen durch einen höheren Kohlenhydratanteil, durch längere Zuckerketten und durch die Art der vorkommenden Zuckerbausteine (BEYER 1976).

Die zellulären Glykoproteine kommen sowohl integriert in der Zellmembran als auch intrazellulär in den Zellorganellmembranen vor. Sie beteiligen sich am interzellulären Kontakt, beeinflussen die Sekretions- und Absorptionsvorgänge ebenso wie die Immunogenität der Zelle, spielen eine Rolle beim Zellwachstum und bei der Zelldifferenzierung, und üben, wie auch Mukopolysaccharide, eine mechanische und chemische Schutzfunktion aus (SHARON 1977, KÖTTGEN et al. 1979 a).

Lektine besitzen eine hohe Affinität zu bestimmten Mono- und Oligosacchariden und können diese deshalb spezifisch erfassen. Dabei können nicht nur D- und L- Mono- und Oligosaccharide mit Hydroxylgruppen in cis- oder trans-Stellung, sondern auch α - und β -glycosidische Bindungen unterschieden werden (ORTMANN 1982). Fluorescein-isothiocyanat (FITC) oder Peroxidase (HRP) gebundene Lektine eignen sich deshalb zur differenzierten und spezifischen Sichtbarmachung von zellulären und extrazellulären Glykokonjugaten (ROTH 1978), doch können Fixations- und Inkubationstechniken das Ergebnis der Lektinbindungsstellen beeinflussen (DULANEY 1979, SCHREVEL et al. 1981, BRASITUS et al. 1982, RITTMAN u. MACKENZIE 1983, Allison 1987).

2.8.1. Definition der Lektine

Aufgrund ihres Vorkommens in Pflanzen und Tieren und ihrer Erythrozyten-agglutinierenden Eigenschaft wurden die Lektine früher auch als Phyttagglutinine, Hämagglutinine oder Phytohämagglutinine bezeichnet. Nach der Entdeckung eines weiteren Charakteristikums, der Affinität zu Zuckerstrukturen, gab man ihnen den Namen "Lektin" (SHARON 1977).

KOCOUREK u. HOREJSI (1983) definieren die Lektine als "proteins of nonimmunoglobulin nature capable of specific recognition and reversible binding to carbohydrate moieties of complex carbohydrates without altering the covalent structure of any of the recognized glycosyl ligands", während GOLDSTEIN et al. (1980) die agglutinierende Eigenschaft der Lektine berücksichtigt und sie deshalb als "a carbohydrate-binding protein (or glycoprotein) of non-immune origin which agglutinates cells and/or precipitates glycoconjugates" bezeichnet.

2.8.2. Molekulare Eigenschaften und Spezifität

Ein generelles Strukturprinzip, wie es etwa bei Immunglobulinen anzutreffen ist, ist bei Lektinen nicht vorhanden. Die Lektine sind aus zwei bis vier, manchmal bis zu 18 Untereinheiten zusammengesetzt und weisen gewöhnlich zwei oder vier Bindungsstellen auf (LIS u. SHARON 1977). Bei vielen Lektinen, den sogenannten Metalloproteinen, verfügt jede Untereinheit neben den kohlenhydrat- auch über Metallionen- bindende Stellen, deren Besetzung wahrscheinlich eine Voraussetzung für die Ausbildung der räumlichen Struktur und Interaktion des Lektins mit dem entsprechenden Zucker ist (LIENER et al. 1986). Für die Bindung eines Lektins ist nicht nur die endständige Kohlenhydratgruppe des Rezeptors, sondern die gesamte Tertiärstruktur des Rezeptors und die räumliche Struktur ausschlaggebend (OZAWA u. MURAMATSU 1985). Die Bindung erfolgt durch Wasserstoffbrückenbildung bestimmter Hydroxylgruppen des Kohlenhydrates mit dem Lektin und ist daher nicht kovalent und somit reversibel. Dabei tolerieren viele Lektine Abweichungen am C_2 -Atom des zu bindenden Zuckers, während Variationen am C_3 -Atom nicht oder nur wenig geduldet werden. So ist zu erklären, daß zum Beispiel Con A neben der primären Spezifität zu Mannose sich auch mit Glukose und, in geringerem Maße, mit N-Azetylglukosaminen vereinigt. Das C_4 -Atom des Zuckers ist ebenfalls

maßgebend an der Lektinbindung beteiligt; so zeigen z.B. Lektine mit Affinität zu Mannose bzw. Glukose keine Wechselwirkung zu Galaktose und umgekehrt (LIENER et al. 1986).

2.8.3. Einteilung der Lektine

Durch ihre primäre Kohlenhydratspezifität ergibt sich die Klassifizierung der Lektine (ROTH 1978, Liener et al. 1986):

Spezifität für:	Lektin
Mannose/ Glukose	Con A
N-Azetyl-D-Glukosamin	WGA, UEA II, GS II
N-Azetyl-D-Galaktosamin/ Galaktose	DBA, HPA, SBA, MPA, BPA, GS I, PNA, RCA I
L-Fukose	UEA I
Sialinsäure	LFA, LPA

Mit wenigen Ausnahmen erfolgt die Interaktion des Lektins mit der nichtreduzierenden, terminalen Glykosylgruppe der Polysaccharid- bzw. Glykoproteinkette (GOLDSTEIN u. HAYES 1978). Dieses Verhalten und die Zuckerzusammensetzung für die Hemmung der Lektinanlagerung sind Grundlage für die Einteilung der Lektine nach GALLAGHER (1984):

Klasse I: Exolektin:

Dazu gehören Lektine, die durch einfache Monosaccharide gehemmt werden können. Je nachdem, ob sich die Lektine nur an terminalen Zucker oder auch an nichtterminale Zucker anlagern, werden sie als obligates oder fakultatives Exolektin bezeichnet.

Klasse II: Endolektin:

Die Hemmung gelingt nur mit speziellen Zuckersequenzen. Die Lektine binden sich an komplexe Oligosaccharide, wozu die Erkennung eines oder mehrerer nichtterminaler ("internal") Zucker notwendig ist. Homotypische Lektine binden sich vorzugsweise an Sequenzen aus identischen Zuckern, während bei heterotypischen Endolektinen die Kohlenhydratsequenz aus zwei oder mehreren verschiedenen Monosacchariden bestehen muß.

Klasse I	– obligate	Galaktosaminolektine	: DBA, HPA, SBA
(Exolektin)		Galaktolektine	: PNA
		Fukolektine	: UEA I
	fakultative	Mannolektine	: Con A
		Galaktolektine	: RCA
		Galaktosaminolektine	: BPA
Klasse II	homotypisch		: Solanum tuberosum
	heterotypisch		: Sophora japonica, Vicia gramineae

2.8.4. Einsatzbereich von Lektinen

Aufgrund ihrer breitgefächerten Eigenschaften finden Lektine unter anderem Verwendung in der Hämatologie zur Typisierung von Blutgruppen, in der Embryologie zur Beobachtung von Wachstums- und Reifungsprozessen und weiterhin in der Biochemie bei der Gewinnung von Glykoproteinen und bei der Isolierung von Membranen und Plasmabestandteilen (LIS u. SHARON 1977, ROTH 1978, GOLDSTEIN 1980 und 1981, PLENDL u. SCHMAHL 1986,

SINOWATZ et al. 1986, SCHINKO 1986).

Umfangreiche Untersuchungen befaßten sich mit dem Einsatz von Lektinen in der Tumorforschung und -diagnostik. Die Lektine zeigen eine unterschiedliche Affinität für normale und transformierte Zellen.

Obwohl die selektive Interaktion zwischen Lektinen und malignen Zellen bekannt ist, ist es bisher nicht möglich, die Lektinbindung zur eindeutigen Aufdeckung von Malignität heranzuziehen. Neuere Untersuchungen über den Kohlenhydratanteil normaler und entarteter Zelloberflächen lassen aber auf den Einsatz von Lektinen in der Diagnostik maligner Veränderungen hoffen (NICOLSON 1974, SHARON u. LIS 1975, BROWN u. HUNT 1978, ROTH 1978, LIENER et al. 1986).

Darüber hinaus werden Lektine in der Nierenphysiologie und -pathologie verwendet, denn sie besitzen eine spezifische Affinität zu bestimmten Nephronabschnitten und können so als Marker dienen. Lektine können sowohl für die Separation von individuellen Zelltypen aus einer zytologisch heterogenen Zellsuspension als auch für die Purifikation von Membranen herangezogen werden. Daraus ergeben sich neue Aspekte zur Erforschung der zellulären Heterogenität des Nephrons (HOLTHÖFER et al. 1981, FARAGGIANA et al. 1982, LEHIR u. DUBACH 1982 a und 1982 b, HOLTHÖFER 1983, SCHULTE et al. 1985).

3. Material und Methodik

Es wurden die Nieren von insgesamt 40 adulten, japanischen Wachteln (*Coturnix coturnix japonica*) beiderlei Geschlechts untersucht. Die Tiere stammten aus dem Institut für Physiologie, physiologische Chemie und Ernährungsphysiologie der tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München. Sie wurden bei Zimmertemperatur, durchgehender Tag- und Nachtbeleuchtung und mit freiem Zugang zu Futter und Wasser gehalten.

Alle Tiere wurden ca. eine Stunde vor der Betäubung mit Narkoren® mit einer Heparin-Natrium-Injektion (0,5% Liquemin®) i.m. behandelt.

3.1. Histologische Untersuchungen

3.1.1. Probenentnahme und Fixierung

Die untersuchten Proben stammten von elf weiblichen und elf männlichen Tieren. Bei 18 Wachteln wurde jede Nierenhälfte in die drei makroskopisch erkennbaren Nierenabschnitte (Divisionen) unterteilt, bei den restlichen vier Tieren wurden die Nieren in toto entnommen. Sofort nach der Tötung der Vögel durch intraperitoneale oder intramuskuläre Injektion von 1-2 ml Narkoren® wurden die Nieren sorgfältig freigelegt und nach vorsichtiger Durchtrennung aller in die Niere eintretender Gefäße und Nerven freipräpariert, in die sichtbaren Abschnitte geteilt und die entnommenen Gewebestücke in Bouin'scher Lösung fixiert. Bei je einem männlichen und weiblichen Tier erfolgte vor der Freilegung der Nieren eine Ganzkörperperfusion über die linke Herzkammer mit isotoner Natriumchlorid- oder Bouin'scher Lösung. Dafür wurde nach der Betäubung der Thorax geöffnet, eine Knopfkanüle (Durchmesser 0,8 mm) in die linke Herzkammer eingeführt und ca. 40 ml der Kochsalz- bzw. Bouinlösung mitmäßigem Druck infundiert. Kurz nach Beginn der Infusion wurde die rechte Herzkammer mit

einem Scherenschlag zur Schaffung eines Blutabflusses geöffnet. Nach Abschluß der Perfusion erfolgte die Probenentnahme und weitere Behandlung der Proben wie bei den nicht perfundierten Tieren.

Nach einer Immersionsfixation mit Bouin wurden die Gewebestücke über eine aufsteigende Alkoholreihe und Xylol in Paraplast eingebettet.

3.1.2. Histologische Methoden

Von den eingebetteten Gewebstücken wurden für die histologische Untersuchung 4-6 µm dicke Schnitte (Rotationsmikrotom Leitz, Typennummer 1512) angefertigt, die wie folgt gefärbt wurden:

Hämalaun-Eosin als Übersichtsfärbung, Masson'sche Trichromfärbung nach Goldner und Azanfärbung nach Haidenhain, Feulgen Nuklealreaktion, Perjodsäure-Schiff-Methode (PAS) nach McManus und die Alcianblau 8 GS Methode (ROMEIS 1968).

3.1.3. Histochemische Methoden

Bindungsstellen für Lektine wurden mit Fluorescein-Isothiocyanat-markierten Lektinen (Abk. FITC) oder mit Meerrettichperoxidase konjugierten Lektinen (Abk. HRP), bezogen von E-Y Laboratories (San Mateo, California), nachgewiesen.

Tabelle 6: Lektine

(nach LIENER et al. 1986)

Lektin	Abk.	Spezifität	Marker
<u>Glukose/Mannose-Gruppe</u>			
<i>Canavalia ensiformis</i>	Con A	$\alpha\text{-Man} \rightarrow \alpha\text{-Glc} \rightarrow \alpha\text{-GlcNAc}$	FITC/ HRP
<u>N-Acetylglukosamin-Gruppe</u>			
<i>Triticum vulgare</i>	WGA	$\text{GlcNAc } (\beta\text{-1,4GlcNAc})_{1-2} \rightarrow$ $\beta\text{-GlcNAc} \rightarrow \text{Neu5Ac}$	FITC/ HRP
<i>Ulex europaeus</i> II	UEA II	$\text{L-Fuc } \alpha\text{-1,2Gal } \beta\text{-1,4GlcNAc} \rightarrow$ $\text{GlcNAc } (\beta\text{-1,4GlcNAc})_{1-3}$	FITC/ HRP
<i>Griffonia simplicifolia</i> II	GS II	$\alpha\text{- und } \beta\text{-GlcNAc}$	FITC
<u>N-Acetylgalaktosamin/ Galaktose Gruppe</u>			
<i>Dolichos biflorus</i>	DBA	$\text{GalNAc } \alpha\text{-GalNAc} \gg$ $\alpha\text{-GalNAc}$	FITC/ HRP
<i>Helix pomatia</i>	HPA	$\text{GalNAc } \alpha\text{-GalNAc} \rightarrow$ $\alpha\text{-GalNAc}$	FITC
<i>Glycine max</i>	SBA	$\alpha\text{- und } \beta\text{-GalNAc} \rightarrow$ $\alpha\text{- und } \beta\text{-Gal}$	FITC/ HRP
<i>Maclura pomifera</i>	MPA	$\alpha\text{-GalNAc} \rightarrow \alpha\text{-Gal}$	FITC
<i>Bauhinia purpurea</i>	BPA	$\alpha\text{- und } \beta\text{-GalNAc} \rightarrow$ $\alpha\text{- und } \beta\text{-Gal}$	FITC
<i>Griffonia simplicifolia</i> I-A ₄	GS-I	$\alpha\text{-GalNAc} \rightarrow \alpha\text{-Gal}$	FITC
<i>Arachis hypogaea</i>	PNA	$\text{Gal } \beta\text{-1,3GalNAc} \rightarrow$ $\alpha\text{- und } \beta\text{-Gal}$	FITC/ HRP
<i>Ricinus communis</i> (Agglutinin)	RCA I	$\beta\text{- und } \alpha\text{-Gal} \rightarrow \text{GalNAc}$	FITC/ HRP
<i>Ricinus communis</i>	RCA II	$\beta\text{-Gal} \rightarrow \alpha\text{-Gal} \gg \text{GalNAc}$	HRP
<u>L-Fukose Gruppe</u>			
<i>Ulex europaeus</i> I	UEA I	$\alpha\text{-L-Fuc}$	FITC/ HRP

Für die lichtmikroskopische Darstellung der "freien" Lektinbindungsstellen wurden 4-6 μm starke, entparaffinierte Schnitte verwendet. Die Schnitte stammten aus Gewebeblöcken mit dem kranialen, mittleren und kaudalen Nierenabschnitt eines perfundierten und immersionsfixierten weiblichen bzw. männlichen Tieres.

Die weitere Behandlung der Schnitte für die Fluorezenzmikroskopie bestand in Anlehnung an LEATHEM u. ATKINS (1983) aus folgenden Schritten:

1. Entparaffinieren in Xylol und rehydrieren über eine absteigende Alkoholreihe bis Aqua dest.
2. Einstellen der Schnitte in 0,01 molarer PBS (phosphate buffered saline, 0,01 M Phosphatpuffer, 0,15 M Kochsalzlösung), pH 7,2 bis 7.4 bei Zimmertemperatur für 10 min.
3. Inkubation mit FITC - markierten Lektinen unterschiedlicher Konzentration (20 bis 100 $\mu\text{g/ml}$) in einer feuchten Kammer bei Dunkelheit und Zimmertemperatur, 30 min.
4. Gründliches Abspülen der ungebundenen Lektine mit PBS.
5. Eindeckeln der Schnitte mit Fluorostab und Beurteilung derselben mit dem Fluoreszenzmikroskop (Leitz Dialux 20, Auflichtfluoreszenz).

Nachweis von Lektinbindungsstellen mit der HRP-Reaktion.

1. Entparaffinieren in Xylol und absteigende Alkoholreihe bis 70% Alkohol.
2. Hemmung der endogenen Peroxidase mit 10% Methanol bei Zimmertemperatur, 20 min.
3. Abspülen mit Aqua dest.
4. Einstellen der Schnitte in 0,01 molare PBS, pH 7,2 - 7,45, Zimmertemperatur, für ca. 10 min.
5. Inkubation mit Peroxidase - markierten Lektinen in unterschiedlicher Konzentrationen (20 bis 100 $\mu\text{g/ml}$) in einer feuchten Kammer bei Zimmertemperatur für 30 min.

6. Gründliches Abwaschen mit PBS.
7. Inkubation mit Diaminobenzidin (DAB, Fluka, Schweiz) für 10 min. in einer Konzentration von 0,5 mg/ml, versetzt mit 10 µl einer 0,1% -igen Wasserstoffperoxidlösung.
8. Mehrmaliges Abwaschen mit PBS.
9. Zur Kontrastierung des DAB wurden einige Proben (Con A-, WGA-, DBA-, UEA I-, UEA II-HRP) 5 min. lang mit 0,1%-iger Osmiumsäure inkubiert.
10. Gründliches Abspülen mit PBS.
11. Aufsteigende Alkoholreihe bis Xylol, anschließendes Eindeckeln mit Eukitt (Riedel-de Haen, Seelze) und Beurteilung der Schnitte mit dem Durchlichtmikroskop (Leitz, Dialux 20).

Kontrollen.

Die Spezifität der Lektinreaktionen wurde einerseits durch Inkubation nur mit Puffer, ohne Lektin, und andererseits durch Hinzufügung des jeweiligen inhibitorischen Zuckers zum Inkubationsmedium für 30 min. (Konzentration: 25 mg/ml Lektin in einer 0,2 molaren Lösung des hemmenden Zuckers in PBS) dargestellt.

3.2 Lichtmikroskopie an Semidünnschnitten und Elektronenmikroskopie an Ultradünnschnitten

Für die Probeentnahme von fünf weiblichen und sieben männlichen Wachteln wurden die Tiere nach Anästhesie und Thoraxeröffnung über die linke Herzkammer perfundiert (wie vorher unter Punkt 3.1.1. Probenentnahme und Fixierung beschrieben) Natriumcacodylatpuffer (0,15 molar, pH 7,3), welcher unter möglichst geringem, gleichmäßigen Druck mittels einer Knopfkanüle (Durchmesser 0,8 mm) infundiert wurde, diente als Vorspülflüssigkeit. Unmittelbar nach der Auswaschung des Blutes aus den Nieren erfolgte, ebenfalls unter Anwendung von möglichst geringem und

gleichmäßigem Druck, die Fixierung der Nieren mit 2,5%-igem Glutaraldehyd (GAH) über einen Zeitraum von 4-5 Minuten. Zwei Tiere wurden ohne Vorspülung mit dem Fixierungsmittel modifiziert nach GORGAS u. ZAAR (1984), bestehend aus 2,5% GAH, 4% Polyvinylpyrrolidon (PVP), 0,5% CaCl_2 in Natriumcacodylatpuffer, pH 7,2, für ca. 10 min. unter sehr niedrigem, gleichmäßigem Druck perfundiert. Anschließend wurden die Nieren vorsichtig freipräpariert und mit der Rasierklinge in kleine Stückchen (Kantenlänge ca. 1 mm) zerteilt, in 2,5% GAH für mindestens vier Stunden lang nachfixiert, wieder in Puffer gewaschen, über eine aufsteigende Äthanolreihe dehydriert und über Propylenoxid in Araldit eingebettet. Die Polymerisation erfolgte 24 Stunden bei 35° C und weitere 48 Stunden bei 45° C.

1 µm dicke Semidünnschnitte wurden mit dem Ultratom E (Reichert-Jung, Wien, Type 701704) hergestellt, mit Methylenblau gefärbt, im Lichtmikroskop untersucht und photographiert.

Für die Elektronenmikroskopie wurden Ultradünnschnitte ebenfalls mit dem Ultratom E angefertigt und mit einem elektronisch gesteuertem Ultrastainer 2168 (Fa. LKB) mit 2%-igem Uranylacetat und Bleicitrat nach REYNOLDS (1963) nachkontrastiert.

Die Schnitte wurden anschließend mit einem Zeiss Elektronenmikroskop (EM 902) untersucht.

3.3. Morphometrie

Die morphometrischen Untersuchungen wurden am lichtmikroskopischen Schnittpräparat der unterschiedlichen Färbungen bei einer Vergrößerung von 240-fach mit Hilfe eines Meßokulars (Leitz, Wetzlar) durchgeführt.

3.4. Korrosionspräparate

Zur Darstellung der Blutgefäße, insbesondere der Glomerula, wurden vier weibliche und zwei männliche Tiere nach Tötung und Thoraxeröffnung über die linke Herzkammer, wie vorher beschrieben (Punkt 3.1.1., Probenentnahme und Fixierung), mit physiologischer Kochsalzlösung und anschließend mit Kunststoff (AMSELGRUBER u. KÖNIG 1987) perfundiert. Nach Entnahme wurde die Niere bis zum Eintritt der vollständigen Polymerisation in 60° C warmes Wasser gelagert. Anschließend erfolgte die Mazeration in 30%-iger Salzsäure bei 45° C für einige Stunden. Nach gründlicher Reinigung der Präparate mit destilliertem Wasser und Lufttrocknung wurden die Blöcke mit Leitkohlenstoff auf den Objektträgern fixiert und mit Gold besputtert (AMSELGRUBER u. KÖNIG 1987). Die Untersuchung erfolgte mit einem Zeiss DSM 950 Rasterelektronenmikroskop. (*)

(*) Für die Erstellung der rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen danke ich Herrn Prof. Dr. R. Gothe, Parasitologisches Institut der Tierärztlichen Fakultät München.

4. Ergebnisse

4.1. Topographie

Die Niere der japanischen Wachtel ist rotbraun, von brüchiger Konsistenz und, wie bei allen Vogelarten, beiderseits der Wirbelsäule lokalisiert. Sie erstreckt sich vom kaudalen Lungenrand bis zum Ende des Synsacrum. Eine Unterteilung in drei deutlich abgrenzbare, aber zusammenhängende Divisionen ist immer vorhanden. Die durchschnittliche Länge der Niere beträgt beim ausgewachsenen Tier etwa 3,3 cm. Der kraniale Abschnitt ist mit einer Länge von ungefähr 1,4 cm und einer Breite von zirka 0,8 cm der größte. Er wird durch die *A. iliaca communis* von dem mittleren Abschnitt getrennt, der mit einer Durchschnittslänge von 0,9 cm und einer Breite von 0,6 cm den kleinsten Abschnitt darstellt. Die kaudale, durch die *A. ischiadica* abgeteilte Division, ist ca. 1 cm lang und ca. 0,7 cm breit (Abb. 3).

Der sichtbare Anteil des grau-weiß erscheinenden Ureters entspringt am kaudalen Rand des vorderen Nierenabschnittes und verläuft, der glatten ventralen Nierenoberfläche anliegend, nach kaudal.

4.2. Lichtmikroskopie

4.2.1. Corpusculum renale

Die Nierenkörperchen der japanischen Wachtel sind bedeutend kleiner als die der Säugetiernieren. Der mittlere Durchmesser beträgt bei RT-Nephronen ca. 35 μm , bei MT-Nephronen ca. 70 μm . Die Form der Nierenkörperchen ist annähernd kugelig. Mikroskopisch lassen sich die Bowman'sche Kapsel und das Glomerulum unterscheiden.

Das Innere des Nierenkörperchens ist durch einen auffälligen Kernreichtum gekennzeichnet. Der unregelmäßig geformte, im H.E.-Präparat basophile Zellkern dieser Mesangiumzellen besitzt meistens ein, manchmal zwei Kernkörperchen (Abb. 5).



Abb 3 Linke Niere, Langsschnitt Kranialer (A), mittlerer (B) und kaudaler (C) Abschnitt. H.E.- Färbung (6x).

Der relativ dichte Zellkern ist von einem schmalen, unscheinbaren Zytoplasmasaum umgeben. Durch die Färbemethode nach Masson-Goldner oder durch die Azanfärbung lassen sich in der zentralen Zellmasse kollagenfaserige Bindegewebszüge sichtbar machen. Um die kugelförmige Zentralmasse aus Mesangiumzellen herum sind die Kapillarschlingen angeordnet. Die stark abgeflachten Endothelzellen liegen überwiegend auf der dem Mesangium zugewandten Seite. Die flachen Zellkerne mit umliegenden Zytoplasma ragen in das Kapillarlumen vor. Das viszerale Blatt der Bowman'schen Kapsel, welches das Glomerulum mantelartig umhüllt, besteht aus Podozyten, die die Gefäßschlingen vollständig umgeben. Die Zellkerne dieses Kapillarüberzuges ähneln in Größe, Form und Farbverhalten sehr den Mesangiumzellkernen. Die Zellkörper der Podozyten wölben sich in den Sekretionsraum des Nierenkörperchens vor. Der Übergang des viszeralen in das parietale Blatt der Bowman'schen Kapsel erfolgt am Gefäßpol und ist durch einen plötzlichen Wechsel im Zellbild gekennzeichnet. Das äußere Blatt besteht aus sehr flachen, langgezogenen Epithelzellen, deren spindelförmige Zellkerne nur wenig in den Sekretionsraum hineinragen (Abb. 4 und 5). Das flache Kapselepithel geht am Harnpol, der dem Gefäßpol gegenüber liegt, abrupt in das isoprismatische Epithel des proximalen Tubulus über. Ein Halsstück fehlt.

Die zentrale Zellmasse färbt sich in der PAS-Färbung intensiv rot. Dadurch heben sich die Glomerula schon in der Lupenvergrößerung deutlich hervor. Ebenso PAS-positiv sind die Basalmembranen der Kapillarschlingen und die der Bowman'schen Kapsel.

4.2.2. Juxtaglomerulärer Apparat

Eine dichte Anlagerung des distalen Tubulus an den Gefäßpol des Nierenkörperchens ist sowohl bei RT- wie auch MT-Nephronen ausnahmslos vorhanden. Die Ausbildung einer Macula densa kommt ebenfalls bei beiden Nephrontypen regelmäßig vor, doch sind nicht alle lichtmikroskopischen

Merkmale einer typischen Macula densa sichtbar. Am auffälligsten ist die Zusammendrängung der Zellkerne des distalen Tubulus an der Stelle, an der sich dieser Nephronabschnitt an das Nierenkörperchen anfügt (Abb. 4 und 5). Durch die dichte Lagerung erscheinen die Nuklei im H.E.-Präparat stärker gefärbt als die benachbarten Zellkerne. Sie nehmen an dieser Stelle hoch-ovale oder birnenförmige, seltener auch eine unregelmäßige runde Form an. Ein, manchmal auch zwei Kernkörperchen sind erkennbar. Die Nuklei sind geringfügig kleiner als die der Hauptzellen des distalen Tubulus. In der Zelle verändert sich aber ihre zentrale Lage nicht. Die Zellhöhe unterscheidet sich kaum von den umliegenden Hauptzellen. Eine Zunahme der Zellhöhe kann nur selten festgestellt werden, eher scheint sogar eine Abnahme vorzuliegen. Die Zellen tragen an ihrer apikalen Oberfläche, wie die Hauptzellen auch, zytoplasmatische Fortsätze (Abb. 4 und 5).

Ein Polkissengebiet kann wiederum bei beiden Nephrontypen identifiziert werden. Die Grenze zwischen den Laziszellen und den Mesangiumzellen wird durch eine Linie zwischen den Umschlagspunkten der Bowman'schen Kapsel auf die Kapillarendothelien gezogen. Das Polkissen ist überwiegend ein-, höchstens zweilagig ausgebildet und nur aus wenigen Zellen zusammengesetzt. Die länglichen, abgeflachten Zellkerne liegen mit ihrer Längsachse parallel zur Basalmembran der Macula densa-Zellen und bilden so ein Kissen zwischen Macula densa und Mesangium. Das Polkissen verbindet in dieser Weise die beiden Strukturen (Abb. 4). Ein unterschiedliches Färbeverhalten der Lazis-, Mesangium- und Macula densa-Zellen konnte nicht beobachtet werden. Granuläre, epitheloide Zellen konnten selbst an speziell gefärbten Semidünnschnitten (BÖCK 1984) lichtmikroskopisch nicht gefunden werden.

4.2.3. Proximaler Tubulus

Der proximale Tubulus ist schon bei der H.E.-Färbung durch das intensiver rot bzw. bei der Methylenblaufärbung durch sein stärker blau gefärbtes

Zytoplasma zu erkennen. Sein Charakteristikum, der Bürstensaum, hebt sich besonders in PAS-gefärbten Präparaten von den umliegenden Strukturen deutlich ab. Er ist, ebenso wie die Basalmembran, stark PAS- positiv.

Der Durchmesser dieses Nephronabschnittes beträgt ca. 33 μm , die Zellhöhe 13 μm , wobei der Bürstensaum ca. 2 μm der Gesamtzellhöhe einnimmt. Das Lumen des proximalen Tubulus ist mit einem Durchmesser von 6-7 μm relativ eng. Die iso- bis hochprismatischen Zellen haben einen großen (Durchmesser ca. 5 μm), zentral gelegenen, fast gleichmäßig runden Kern. In der Nähe der Kernmitte liegen meist ein, manchmal auch zwei sehr deutlich hervortretende Kernkörperchen. Die lateralen Zellgrenzen sind nur schwer zu erkennen. (Abb. 4).

4.2.4. Markschleife der medullären Nephron

4.2.4.1. Dünner Teil der Markschleife

Der Übergang vom proximalen Tubulus in den dünnen Teil erfolgt fließend. Auffällig ist die Größenabnahme der Zellen auf eine Zellhöhe von ca. 3-4 μm . Die Intensität der Zytoplasmafärbung nimmt ab. Der Gesamtdurchmesser beträgt ungefähr 16 μm , das Tubuluslumen ist damit relativ weit. Der Anfang der Medullarschleife ist durch das Fehlen des Bürstensaumes deutlich gekennzeichnet. Der Zellkern ist rund oder auch abgeplattet und nimmt fast die gesamte Zellhöhe ein. Teilweise geht das isoprismatische Epithel in ein Plattenepithel über.

Das Zellbild ändert sich noch vor dem Schleifenscheitel abrupt, wodurch der Übergang in den dicken Schleifenteil ersichtlich ist. Daraus ergibt sich auch, daß der Schleifenumschlagspunkt immer von dem dicken Teil der Markschleife gebildet wird.

4.2.4.2. Dicker Teil der Markschleife

Der Tubulusdurchmesser entspricht mit ca. 28 μm fast jenem des proximalen Tubulus und ist im Vergleich zum dünnen Schleifenteil doppelt

so groß. Eine Verdoppelung der Zellhöhe auf etwa 8 μm verdeutlicht den Schleifenübergang. Ein runder, großer Zellkern mit einer gut sichtbaren Kernmembran und einem, seltener zwei Nukleoli, liegt zentral in der Zelle. Die Färbintensität des eosinophilen Zytoplasmas ist bei der H.E.-Färbung schwächer als die des proximalen Tubulus, jedoch stärker als die der Sammelrohre. Die lateralen Zellgrenzen sind nicht erkennbar.

4.2.5. Distaler Tubulus

Der abrupte Übergang vom proximalen in den distalen Tubulus ist bei RT-Nephronen zu beobachten. Das plötzliche Fehlen des Bürstensaumes, die unvermittelte Abnahme der Zellhöhe auf ca. 7 μm und des Tubulusdurchmessers auf ca. 23 μm zeigen die Übergangsstelle an. Der im Gegensatz zum proximalen Tubulus großlumige distale Tubulus hat ein Epithel aus isoprismatischen Zellen. Die Zellen sitzen einer stark PAS-positiven Basalmembran auf. In der Zellmitte befindet sich ein ebenfalls großer, runder, manchmal auch querovaler Kern, der häufig ein deutliches Kernkörperchen besitzt. Das Zytoplasma färbt sich etwas schwächer mit azidophilen Farbstoff an als der proximale Nephronabschnitt.

In manchen Tubulusanschnitten sind Zellen erkennbar, bei denen sich die Färbung des Zytoplasmas von den übrigen distalen Tubuluszellen unterscheidet. Bei Alcianblaufärbung kommen neben den rot gefärbten Hauptzellen auch Zellen vor, deren gesamtes Zytoplasma blau gefärbt ist (Abb. 6). Dadurch heben sich diese Zellen von den übrigen ab. Ebenso treten bei Semidünnschnitten Zellen mit intensiverer Methylenblaufärbung auf. Allmählich erscheinen Zellen, deren apikales Zelldrittel viele Vakuolen enthalten. Das Auftreten der stärker gefärbten sowie der vakuolenhaltigen Zellen kennzeichnet den allmählichen Übergang in das Verbindungsstück.

4.2.6. Verbindungsstück

Aufgrund des fließenden Übergangs kann eine exakte Grenze zum distalen

Tubulus nicht gezogen werden. Das Verbindungsstück ist im Alcianblau gefärbten Präparat durch das unterschiedliche Färbeverhalten der Zellen zu erkennen. Die azidophilen, rot gefärbten Zellen nehmen zahlenmäßig ab, die manchmal nur in der apikalen Zelhälfte basophilen, blauen Zellen dagegen zu. Das apikale Zytoplasma der basophilen Zellen wölbt sich gelegentlich in das Tubuluslumen vor.

Der Umfang der noch isoprismatischen Zellen und die Zellhöhe verändern sich nicht, wogegen die veränderte Lage des runden bis querovalen Zellkernes in der unteren Zellregion als weiteres Merkmal des Verbindungsstückes anzusehen ist (Abb. 7).

Der dritte Zelltyp, die in der apikalen Zelhälfte vakuolenhaltigen Zellen, wird nur in Semidünnschnitten deutlich sichtbar. Nur in diesen, mit Methylenblau gefärbten Schnitten, werden damit alle drei Zelltypen differenzierbar (Abb. 7). Im H.E.- und ebenso im PAS- Präparat ist das Verbindungsstück nur anhand der Kernlage und der Zellhöhe vom distalen Tubulus bzw. vom Sammelrohr zu unterscheiden.

Die Basalmembran ist, wie in den vorherigen Tubulusabschnitten, PAS-positiv.

4.2.7. Sammelrohrsystem

Das perilobuläre Sammelrohr hebt sich durch sein hochprismatisches Epithel von den umliegenden Tubulusabschnitten ab. Der Übergang vom distalen Tubulussystem erfolgt allmählich. Die Zellen nehmen an Höhe, der Tubulus an Umfang und Lumen zu. Der basal gelegene, große Kern besitzt eine unregelmäßig runde Form. Die lateralen Zellgrenzen sind nun deutlich sichtbar.

Im Alcianblau gefärbten Präparat fallen die Sammelrohrabschnitte durch ihre intensive basophile Anfärbbarkeit des supranukleären Zytoplasmas, insbesondere nahe der apikalen Zellmembran, auf. Obwohl diese Zellen besonders im Markkegel die Mehrheit der Zellen darstellen, kommen immer

noch vereinzelt Zellen vor, deren Zytoplasma den basischen Farbstoff nicht annehmen.

Bei PAS gefärbten Schnitten ist das subapikale Zytoplasma und die apikale Zellmembran sowie die Basalmembran positiv.

Die unterschiedlichen Zelltypen werden im Semidünnschnitt sichtbar. Die besonders im supranukleären Raum mit muzinhaltigen Vakuolen gefüllten Zellen nehmen an Zahl in Richtung Markkegel stark zu. In der Nähe der Markkegelspitze, also nahe dem Übertritt in den Ureterast II. Ordnung, besteht das Sammelrohr fast ausschließlich aus diesen Zellen. Aufgrund der Vakuolen färben sich die Zellen weniger stark mit Methylenblau. Das apikale Zytoplasma wölbt sich leicht in das Tubuluslumen vor (Abb. 8).

Zwischen diesen Zellen treten Zellen auf, die keine Vakuolen besitzen. Das Zytoplasma erscheint dichter und stärker gefärbt (Abb. 8). Bei manchen Zellen wölbt sich der apikale Zellteil kuppenartig in das Lumen vor. Sie überragen die angrenzenden Zellen deutlich. Die restlichen dieser intensiver gefärbten Zellen, von denen viele fingerartige, apikale Zellfortsätze tragen, andere eine glatte Oberfläche besitzen, schließen dagegen lumenwärts auf der Höhe der vakuolenhaltigen Zellen ab.

Im Markkegel sind die Sammelrohre aufgrund des hochprismatischen Epithels leicht von den Anteilen der Henle'schen Schleife zu unterscheiden. Die Sammelrohre erreichen hier einen Durchmesser von ca. 45 μm , wobei das Tubuluslumen ungefähr die Hälfte des Gesamtdurchmessers einnimmt.

4.2.8. Ureter

Gemäß der Definition beginnt der Ureter bzw. der Ureterast II. Ordnung an der Stelle, an der das einschichtige hochprismatische Epithel zweireihig wird. Die Mehrheit der Epithelzellen ist hochprismatisch. Sie besitzen entsprechend der Zellform runde bis hochovale Zellkerne, die etwas unterhalb der Zellmitte lokalisiert sind. Die übrigen isoprismatischen Epithelzellen sitzen mit einer breiten Basis der Basalmembran auf. Der basal

gelegene, runde Zellkern enthält, wie alle Zellkerne des Epithels, ein bis zwei Kernkörperchen. Die hochprismatische Zellreihe des Epithels setzt sich nur aus Alcianblau- und PAS- positiven Zellen zusammen. Dabei stellt sich die luminale Zellbegrenzung als intensiv basophil bzw. azidophil gefärbter Streifen dar. Das supranukleäre Zytoplasma erscheint körnig und ist, meistens bis zur Zellspitze, ebenfalls stark PAS- und Alcianblau-positiv gefärbt. Manchmal aber färbt sich eine schmale Zone unterhalb der apikalen Zellmembran nicht an.

Das Zytoplasma der basalen Epithelzellreihe ist, ebenso wie die weiteren Schichten des Ureters, bei den beiden Färbemethoden negativ.

4.2.9. Schnittbild der Niere

4.2.9.1. Rindenzone der Lobuli renales

Der proximale Tubulus liegt vorwiegend in der Lobulusperipherie, während der distale Tubulus überwiegend um die Zentralvene herum angeordnet ist. Eine Unterscheidung dieser Tubulusabschnitte voneinander ist aufgrund des PAS- positiven Bürstensaumes, des Tubulusumfangs, der Zellhöhe und der Lokalisation im Läppchen ohne Schwierigkeiten möglich. Dagegen ist die Abgrenzung des Verbindungsstückes zum distalen Tubulus lichtmikroskopisch nur mit Hilfe der Alcianblaufärbung und von Semidünnschnitten erkennbar. Die Blaufärbung der Verbindungsstückzellen, die Zellform und die Kernlage lassen diese Unterscheidung zu. Auf dem Weg in Richtung perilobuläres Sammelrohr ist eine Annäherung des Verbindungsstückes in die unmittelbare Umgebung des Nierenkörperchens häufig anzutreffen. Das perilobuläre Sammelrohr ist wiederum besonders gut mit Alcianblau, aber auch anhand der hochprismatischen Zellform mit basal gelegenen Kern, zu erkennen.

4.2.9.2. Markzone der Lobuli renales

Schon bei schwacher Vergrößerung zeichnet sich der Markkegel durch seine

geringere Anfärbbarkeit und durch den großen Außen- und Lumen-durchmesser der Sammelrohre von der Läppchenrinde ab. Die Trennung in einen dicken und dünnen Teil der Medullarschleife kann eigentlich nur anhand dieses Größenunterschiedes vollzogen werden. Unterstützend kann die H.E.- Färbung herangezogen werden, da sich der dicke Schenkel etwas intensiver anfärbt.

Eine besondere Anordnung der Markkegelelemente ist nicht festzustellen. Die Schleifenanteile und Sammelrohre vermischen sich untereinander, wobei die dünnen Schleifenanteile vermehrt zentral anzutreffen sind. Die Sammelrohre sind über den gesamten Markkegel unregelmäßig verstreut. Niemals aber ist ein Sammelrohr am äußersten Rand des Kegels anzutreffen.

4.2.9.3. Interstitium der Niere

Die Niere ist von einer dünnen Bindegewebskapsel umgeben. Feine Faserzüge ziehen von der Kapsel in das Nierenparenchym und verzweigen sich maschenartig. Das spärliche Interstitialgerüst besteht somit aus feinsten kollagenen Fasern, die sich netzartig um die Nephronanteile legen. In diesem schwach ausgebildeten Bindegewebsgerüst sind zahlreiche Kapillaren und größere Blutgefäße eingelagert. Eine bindegewebliche Abgrenzung der einzelnen Läppchen besteht nicht, vielmehr wird die Läppchengrenze durch den Verlauf der perilobulären Sammelrohre und der Vv. interlobulares angezeigt.

Im Bereich des Markkegels nimmt die bindegewebliche Komponente einen größeren Anteil ein. Umgeben werden die Markzylinder von einem dünnen Bindegewebsblatt, wodurch sie von dem umliegenden Nierenparenchym abgegrenzt werden. Die bindegeweblichen Anteile des Markkegels gehen allmählich in die Lamina propria der Ureterendaufzweigungen über.

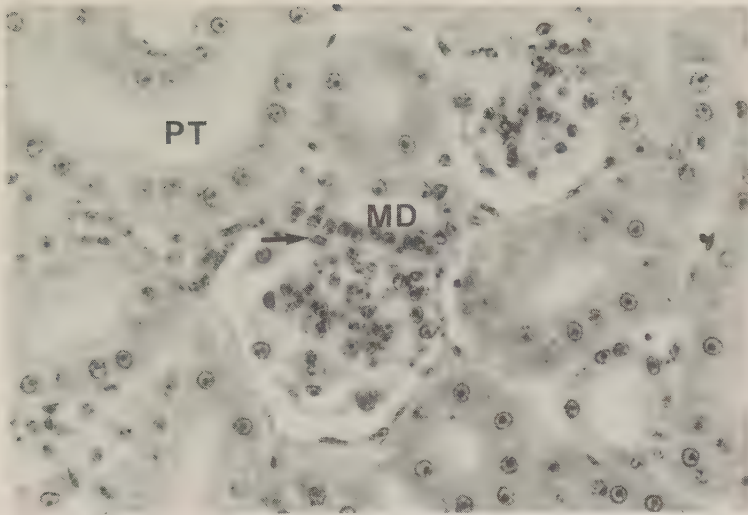


Abb. 4 Nierenkörperchen mit Macula densa und Polkissengebiet (→), anliegend proximale Tubuli. H.E. Färbung (670x)

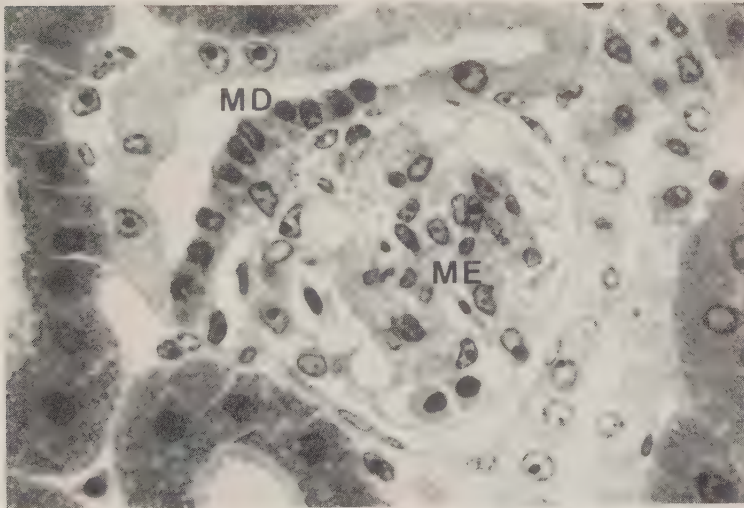


Abb. 5 Macula densa. Semidünnschnitt (1340x)

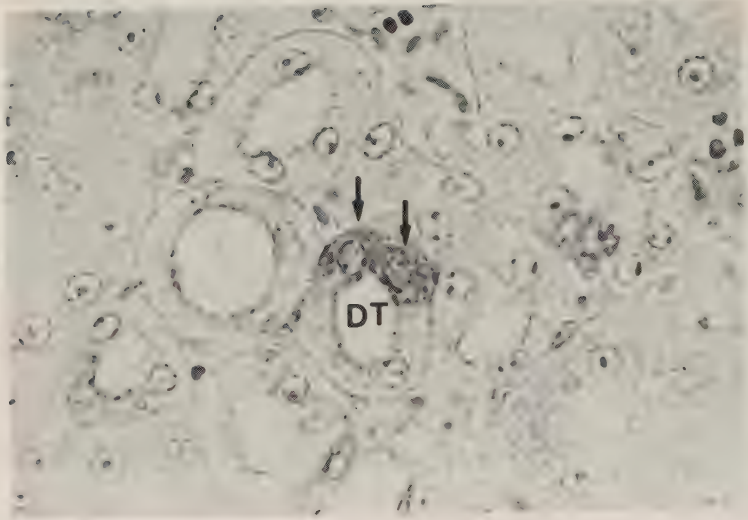


Abb. 6 Alcianblau-positive Zellen (→) Alcianblaufärbung (1340x)

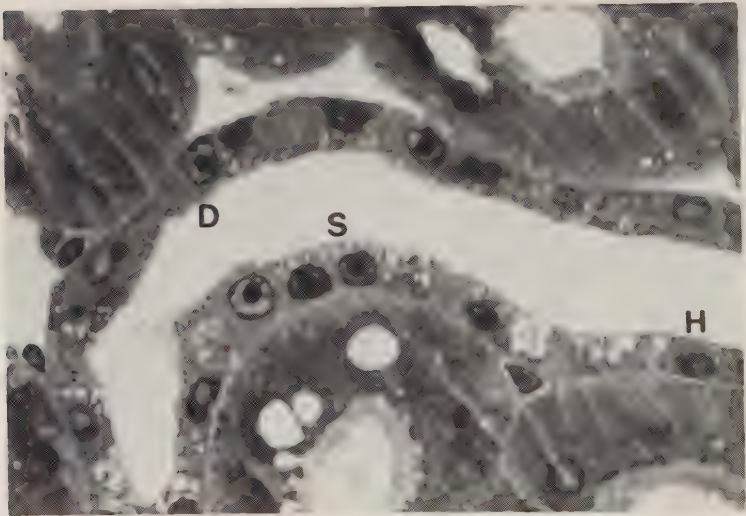


Abb. 7 Verbindungsstück Schleimsezernierende Zelle (S), Hauptzelle (H) und dunkle Zelle (D). Semidünnschnitt (1680x).

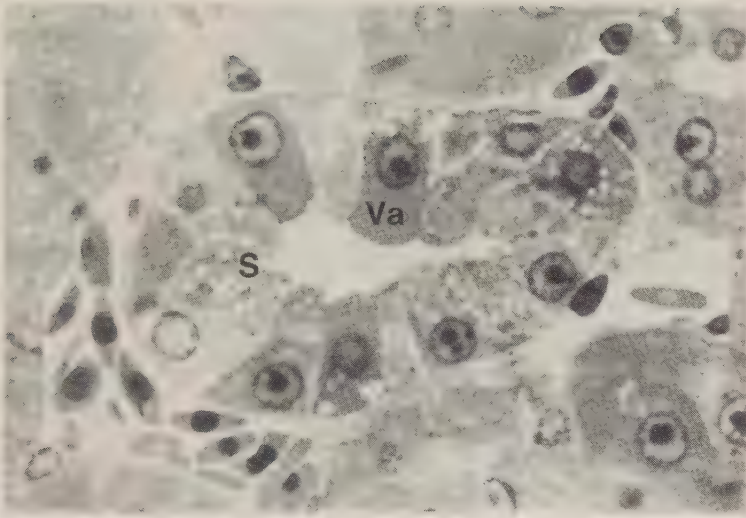


Abb. 8. Sammelrohr. Schleimsezernierende Zelle (S) und vakuolenfreie Zelle (Va). Semidünnschnitt (2100x).

4.3. Elektronenmikroskopie

4.3.1. Corpusculum renale

Zentrale Zellmasse - Das Zentrum des Glomerulums wird durch eine Ansammlung aus mesangialen Zellen gebildet. Die Oberfläche dieser Zellansammlung wird zum großen Teil von den Schlingen der Glomerulumpapillaren bedeckt. Durch die Basalmembran des viszeralen Blattes der Bowman'schen Kapsel werden die Kapillaren und das Mesangium von dem Kapselraum und den Podozyten getrennt. Die mesangialen Zellen besitzen einen relativ dichten, rundlichen bis ovalen Zellkern. Ein deutlicher Nucleolus liegt entweder zentral oder peripher im Karyoplasma. An der Kernmembran befinden sich zahlreiche Heterochromatinverdichtungen (Abb. 9 und 10). In dem schmalen juxtanukleären Zytoplasma liegen vereinzelt Mitochondrien vom Crista-Typ. Die mesangialen Zellen besitzen feine, sich verzweigende Zellfortsätze, die, je nach Schnittebene unterschiedlich geformt, zwischen den Zellen liegen (Abb. 9). Durch diese Zytoplasmafortsätze, die sich mittels Desmosomen aneinander heften, stehen die Mesangiumzellen zueinander in enger Verbindung (Abb. 10). Im Bereich der Kontaktzone zwischen Kapillarwand und Mesangium sind die schmalen Zellfortsätze in zwei oder mehr Schichten, parallel zueinander und parallel zur Mesangiumoberfläche ausgerichtet (Abb. 9). Die Räume zwischen den Fortsätzen sind mit einer feinflockigen Interzellularsubstanz ausgefüllt. Der lockere Anteil der Interzellularsubstanz geht direkt in die Lamina rara interna der Kapillar- bzw. Podozytenbasalmembran über. Der dichtere, fibrilläre Anteil steht mit der Lamina densa der viszeralen Basalmembran in Kontakt (Abb. 9). Am Gefäßpol verbindet sich die amorphe Extrazellulärmatrix des Mesangiums mit der Interzellularsubstanz der Lasiszellen.

Kapillaren des Glomerulums - Die abgeflachten Endothelzellkerne ragen, umgeben von einem schmalen Zytoplasmasaum, in das Kapillarlumen hinein. Sie liegen oft, aber nicht ausschließlich, auf der dem Mesangium

zugewandten Seite der Kapillarwand (Abb. 9). Das periphere Zytoplasma zieht in charakteristischer Weise als dünnes Blatt über die Lamina rara interna der Basalmembran hinweg. Kapillarendothelfenster treten nur vereinzelt auf. Wenige Zellorganellen, wie Mitochondrien und rauhes endoplasmatisches Retikulum, finden sich in der Nähe des Zellkernes. Das periphere Zytoplasma ist zellorganellfrei (Abb. 9).

Die viszerale Basallamina überzieht, ausgehend vom Gefäßpol, ohne Unterbrechung die zentrale Zellmasse sowie die Glomerulumkapillaren. Sie trennt damit alle in das Nierenkörperchen eingestülpten Anteile von den Podozyten und dem Kapselraum ab. Wie beim Säugetier zeichnet sich diese Basallamina durch ihre Dreischichtigkeit aus, die durch die Fusion der Basalmembranen des Kapillarendothels und der Podozyten zustande kommt. Die Schichten bestehen aus einer subepithelialen Lamina rara externa, einer inneren, dichteren Lamina densa und der subendothelialen bzw. submesangialen Lamina rara interna. In den verschiedenen Kontaktzonen sind die drei Schichten der Basalmembran unterschiedlich vorhanden: zwischen Kapillaren und Mesangium ist als Membranbarriere lediglich die Lamina rara interna ausgebildet, die sich morphologisch nicht von der amorphen Interzellulärsubstanz unterscheiden läßt. Vielmehr scheint die Lamina rara interna in diese fließend überzugehen oder sogar ein und dieselbe Substanz zu sein. Zwischen Mesangium und Podozytenfortsätze sind die Verhältnisse ähnlich. Hier besteht die Basalmembran aus der Lamina rara externa und der Lamina densa. Die Lamina rara interna ist von der Zwischenzellsubstanz nicht unterscheidbar. Daraus ergibt sich, daß alle drei Basalmembranschichten vollständig nur im Kontaktgebiet der Kapillaren und der Podozyten ausgebildet sind. Die Lamina densa der viszeralen Basallamina verbindet sich mit einem, von PAK POY und ROBERTSON (1957) als Nebenkomponeute bezeichneten Ausläufer der kompakteren Schicht der Interzellulärsubstanz.

Epitheliale Zellen - Die Podozyten nehmen vorwiegend über ihre Fußfortsätze mit der gesamten kapselraumseitigen Oberfläche bzw. viszeralen Basallamina Kontakt auf. Dies geschieht sowohl entlang der Glomerulumkapillaren als auch im Bereich des Mesangiums (Abb. 11). Die Sekundärfortsätze bilden dabei ein komplexes Labyrinth und fußen in dichter Lagerung auf der Basalmembran, während der Hauptzellkörper und die Primärfortsätze nur selten eine direkte Verbindung zu dieser haben. Dadurch entsteht der Eindruck, daß Podozyten frei im Sekretionsraum liegen (Abb. 11). Insgesamt sind die Perikaryen der Podozyten größer als die der mesangialen Zellen. Der große, ovoide Zellkern ist durch feinkörniges Chromatin locker strukturiert und besitzt einen meist randständigen Zellkern. Der Hauptzellkörper und die Primärfortsätze enthalten neben einer großen Anzahl an Mitochondrien, rauhes endoplasmatisches Retikulum und Lysosomen. Die Sekundärfortsätze dagegen sind arm an Zellorganellen (Abb. 12).

Die Fußfortsätze sitzen stempelartig auf der Lamina rara externa der viszeralen Basalmembran. Benachbarte Fortsätze greifen ineinander über, wodurch zwischen den Podozytenfüßchen spaltförmige Räume, die Schlitzporen, entstehen (Abb. 11 und 12). Manche Schlitzporen sind in ihrer Tiefe durch ein feines Häutchen, dem Schlitzporendiaphragma, verschlossen.

Das parietale Blatt der Bowman'schen Kapsel geht, ebenso wie die Basalmembran, in Höhe des Gefäßpoles des Nierenkörperchens in das viszerale Blatt über. Die spärlich mit Organellen ausgestatteten Zellen besitzen einen stark abgeflachten, länglichen Zellkern, der sich, umgeben von einem schmalen Zytoplasmasaum, leicht in den Kapselraum vorwölbt. Heterochromatinkondensationen entlang der Kernmembran sowie im Karyoplasma kennzeichnen den Kern. Ein der Kernmembran anliegendes Kernkörperchen ist vorhanden (Abb. 11).

Die Basalmembran, bestehend aus der Lamina rara interna und Lamina

densa, trennt die Epithelzellen vom angrenzenden Bindegewebe ab. Diese geht einerseits in die entsprechenden viszerale Basalmembrananteile, andererseits in die Basallamina des proximalen Tubulus über.

4.3.2. Juxtaglomerulärer Apparat

Ein juxtaglomerulärer Apparat konnte in mehreren Nierenkörperchen nachgewiesen werden, wenn auch nicht all die Charakteristika, die von Säugetieren bekannt sind, in voller Ausprägung vorhanden waren.

Die granulären, epitheloiden Zellen sind anhand der elektronenoptisch dicht erscheinenden, membranbegrenzten Granula und an ihrer Lage im Vas afferens des Glomerulums leicht zu erkennen. Die Granula sind von unterschiedlicher Größe (0,2 bis 0,5 μm) und Gestalt, enthalten ein homogenes Material und verteilen sich frei über das gesamte Zytoplasma. Daneben befinden sich im Grundplasma Golgi-Apparat, lamelläres, rauhes endoplasmatisches Retikulum, Polyribosomen und einige wenige Myofibrillen. Der längliche Zellkern ist durch Einkerbungen der Kernmembran unregelmäßig geformt. Während Eu- und Heterochromatin im Kernzentrum gleichmäßig verteilt liegen, befinden sich saumartig entlang der Kernmembran zahlreiche Heterochromatinverdichtungen (Abb. 13).

Die Zellen der Macula densa heben sich elektronenoptisch deutlich von den Zellen des distalen Tubulus ab. Der relativ kleine Zellkern ist unregelmäßig geformt und reich an Heterochromatin, welches sich über das gesamte Karyoplasma verstreut. In unmittelbarer Nähe apikal des Zellkernes befindet sich der Golgi-Apparat. Zisternen des rauhen endoplasmatischen Retikulums und unregelmäßig geformte Mitochondrien liegen in geringer Anzahl frei im Zytoplasma vor. Die basalen Einfaltungen des Plasmalemm kommen, verglichen zu den Hauptzellen, nicht so häufig vor und sind nicht so ausgeprägt. Wenige Invaginationen ragen bis an den Zellkern heran. Die Macula densa Zellen sind untereinander oder zu den Hauptzellen durch Interdigitationen des lateralen Plasmalemm verzahnt. Nahe der apikalen

Oberfläche, welche mit fingerförmigen Projektionen ausgestattet ist, sind die Zellen durch eine Zonula occludens fest aneinander geheftet. Unter den Zellen der Macula densa liegt eine dicke Basalmembran.

Die dritte Komponente des juxtaglomerulären Apparates, die Lazis- oder Goormaghtighzellen, stellt sich als dünne, ein- bis zweischichtige Zelllage dar. Die Laziszellen liegen zwischen der Macula densa und dem Mesangium und verbinden diese beiden Teile. Die Goormaghtighzellen unterscheiden sich von den Mesangiumzellen nur durch die langgestreckte, abgeflachte Form. Der abgeplattete Zellkern ist dicht mit Heterochromatin gefüllt. In dem spärlichen Zytoplasma befinden sich wenige Organellen. Die Laziszellen bilden Zytoplasmaausläufer, über die sie untereinander in Kontakt stehen.

Ein Netzwerk an Basalmembranstrukturen umgibt, ausgehend von der dicken Basalmembran der Macula densa, die Laziszellen und geht in die Interzellulärsubstanz des Mesangiums über. Diese wiederum steht mit der Basalmembran der Kapillaren in Verbindung. Dadurch sind alle Komponenten des juxtaglomerulären Apparates und das Mesangium miteinander verknüpft.

4.3.3. Proximaler Tubulus

Der große, runde bis ovale Zellkern mit einem Durchmesser von 4 μm , weist überwiegend euchromatinreiche zentrale Bereiche auf. Das Heterochromatin ist feinschollig und randständig gelagert. Ein exzentrisch gelagerter Nukleolus (Durchmesser 0,5 μm) tritt deutlich hervor (Abb. 14). Der perinukleäre Raum wird durch mehrere Nukleoporen durchbrochen. Das Zellzytoplasma wird durch eine Vielzahl an Mitochondrien vom Crista-Typ ausgefüllt. Sie erscheinen als runde oder längliche Organellen. Die Mitochondrien liegen ohne erkennbare Regelmäßigkeit im basalen, perinukleären und apikalen Bereich der Zelle. Nur eine schmale, apikale Zone bleibt frei von Mitochondrien. Zwischen diesen Zellorganellen durchziehen

rauhes endoplasmatisches Retikulum und freie Ribosomen weite Teile des Zytoplasmas. Im juxtanukleären Raum kommen einzelne oder mehrere Golgi-Felder vor, deren Membranstapel vakuolär erscheinen. Weiterhin treten, mit einer Elementarmembran umhüllte Lysosomen unterschiedlicher Größe auf. Im apikalen Bereich, zwischen Bürstensaum und den Mitochondrien, ist eine bis 1,5 μm breite Zone, das "terminal web", ausgebildet. Dieses Gebiet besteht aus Mikrotubuli in gestreckter oder geknäulter Form und aus Mikrofilamenten. Letztere stehen mit den zentralständigen Mikrofilamenten der Mikrovilli in Zusammenhang. Daneben treten membranbegrenzte, annähernd runde Einschlüsse auf, deren Größe variiert (Durchmesser 0,2 bis 0,8 μm). Der Inhalt erscheint elektronenoptisch hell. Rosettenförmig angeordnete Polyribosomen liegen ebenfalls im Grundplasma des Terminalgerüsts (Abb. 14).

Die freie Oberfläche des proximalen Tubulus stellt sich als regelmäßiger, bis zu 2,2 μm langer Mikrovillisaum dar. Die Mikrovilli finden an ihrer Basis über die Mikrofilamente an die Mikrotubuli des Terminalgerüsts Anschluß. Die einzelnen Fortsätze stehen in dichter, paralleler Anordnung und unterstreichen durch ihre oberflächenvergrößernde Wirkung die Stoffwechselaktivität der Zelle. Vereinzelt zwischen dem Mikrovillibesatz treten Kinozilien auf, deren Kinetosom sich tief in das "terminal web" ein senkt. Sie überragen mit einer Länge von bis zu 2,2 μm den Bürstensaum nicht (Abb. 15).

An der Zellbasis faltet sich das Plasmalemm in viele, kurze Fortsätze ein. Diese Einstülpungen sind unregelmäßig angeordnet und ineinander verschlungen, so daß eine Einteilung in verschiedene Kategorien wie beim Säugetier nicht möglich ist. Die basalen Fortsätze sind frei von Zellorganellen und erscheinen mehr als "basale Villi". Die basalen Plasmalemmfaltungen setzen sich auf die laterale Plasmamembran fort. Sie nehmen in Richtung Zellspitze ab und verschwinden allmählich ganz. Die Verbindung zu Nachbarzellen gestaltet sich im unteren Zellteil als offener

Kontakt, während direkt unterhalb der luminalen Oberfläche Zonulae occludentes ("tight junction") die Zellen fest miteinander verbinden. Im weiteren Verlauf nehmen die lateralen und basalen Einfaltungen an Häufigkeit ab, die Morphologie der Zellen ändert sich aber nicht.

Unterlagert werden die Epithelzellen von einer Basalmembran, die den proximalen Tubulus von anderen Tubulusabschnitten oder Kapillarendothelien trennt.

4.3.4. Dünner Teil der Henle'schen Schleife

Der Übergang des proximalen Tubulus in den dünnen Schleifenteil erfolgt binnen weniger Zellen und ist durch das Fehlen des Mikrovillibesatzes gekennzeichnet. Die Zellhöhe verringert sich auf bis zu $3,0\text{ }\mu\text{m}$. Der dünne Schleifenteil besitzt somit das niedrigste Epithel des Nephrons.

Der abgeflachte, regelmäßig geformte Zellkern nimmt fast die gesamte Zellhöhe ein. Er weist zentral eine gleichmäßige Verteilung von Eu- und Heterochromatin auf. Peripher lagert sich letzteres zu einem dichteren Saum zusammen. Ein Kernkörperchen oder eine vermehrte Ansammlung von Heterochromatin ist nahe der Kernmembran vorhanden.

Der Zellkern wird von einem schmalen Zytoplasmasaum umgeben. In diesem verteilen sich wenige kleine Mitochondrien. Schläuche rauhen und glatten endoplasmatischen Retikulums, freie Ribosomen und wenige Lysosomen füllen das Zytoplasma aus. Membranbegrenzte, kleine Vakuolen befinden sich in geringer Anzahl besonders im apikal des Zellkernes gelegenen Zytoplasma.

Die glatte, luminale Oberfläche trägt nur vereinzelt stummelige Projektionen, Zilien kommen nicht mehr vor. Nebeneinanderliegende Zellen sind im apikalen Bereich durch Zonulae occludentes, basalwärts durch mehrere Zonulae adhaerentes miteinander verbunden. Unter dem basalen Plasmalemm, welches keine Einfaltungen besitzt, schließt sich eine breite Basalmembran an.

4.3.5. Dicker Teil der Henle'schen Schleife

Die Zellen der dicken Medullarschleife unterscheiden sich wesentlich vom vorangegangenen Schleifenteil. Das Epithel erreicht eine Höhe von 8 μm . Der Zellkern rundet sich ab und nimmt eine zentrale Position ein. Im Kernzentrum befinden sich zwischen gleichmäßig verteiltem Euchromatin einige Heterochromatinkondensationen. An der Kernmembran verdichtet sich das Heterochromatin schollenartig. Manchmal tritt ein großer, in der Kernmitte gelegenes Kernkörperchen mit deutlich abgrenzbarem perinukleolärem Chromatin auf (Abb. 16).

Die Anzahl der im Grundplasma gelegenen Zellorganellen erhöht sich um ein Vielfaches. An der Epithelbasis entwickelt sich eine auffällige Faltung des basalen Plasmalemm. Diese Falten reichen fast bis an den Zellkern heran und erstrecken sich im perinukleären Raum über zwei Drittel der Zellhöhe. Teilweise reichen sie sogar bis fast an die luminale Zelloberfläche. In diesen, parallel in apiko-basaler Richtung angeordneten Faltungen können ein bis zwei Mitochondrien auftreten, welche dem Plasmalemm dicht anliegen. Die Mitochondrien haben dann eine langgestreckte Form. Daneben füllen rundliche Mitochondrien, die über das Grundplasma verstreut und nur teilweise in unmittelbarer Nähe der PlasmalemmEinstülpungen liegen, fast das gesamte Zytoplasma aus. Die Mitochondrien sind vom Crista-Typ. Zwischen den Mitochondrien befinden sich Zisternen granulären endoplasmatischen Retikulums, zahlreiche Polyribosomen und vereinzelt primäre und sekundäre Lysosomen. Das apikale Zytoplasma wölbt sich leicht in das Tubulolumen vor. Es enthält nur noch wenige Zellorganellen, jedoch eine Vielzahl von tubulovesikulären und vakuolären Einschlüssen (Abb. 16).

Die apikale Oberfläche trägt vereinzelt kurze Fortsätze, die am Zellrand büschelweise auftreten. Das laterale Plasmalemm bildet zahlreiche Invaginationen. Benachbarte Zellen stehen über diese unregelmäßig langen, fingerförmigen Fortsätze seitlich in loser Verbindung. Apikal sind benachbarte Zellen über "junctional complexes" verbunden (Abb. 16).

4.3.6. Distaler Tubulus

Die Zellen des distalen Tubulus zeigen ebenfalls starke basale Faltung, die teilweise bis dicht an die luminale Oberfläche heranreicht, doch überwiegend in Höhe der Zellmitte endet. Die Häufigkeit und Vielgestaltigkeit dieser basalen Einstülpungen ist geringer als in der Henle'schen Schleife und nimmt im weiteren Verlauf des distalen Tubulus in Richtung Sammelrohrsystem weiter ab. Die durch die Faltungen der Plasmamembran entstandenen Kompartimente sind mit Mitochondrien ausgefüllt, die dadurch teilweise in langgestreckter Form mit baso-apikaler Ausrichtung, teilweise aber auch ungerichtet liegen. Besonders apikal des Zellkernes kommen weiterhin zahlreiche Mitochondrien vor, die ungeordnet im Zytoplasma liegen. Die Mitochondrien sind vom Crista-Typ und unterscheiden sich nicht von jenen der Markschleife. Mit Abnahme der basalen Faltungen verringert sich auch die Anzahl der Mitochondrien (Abb. 17).

Die laterale Verzahnung der Zellen lockert sich durch die Verringerung der Invaginationen des Plasmalemmas auf. Apikal ist ein enger Kontakt durch "tight junctions".

Der fast runde Zellkern (Durchmesser 4 μm) liegt leicht oberhalb der Zellmitte. Hetero- und Euchromatin sind gleichmäßig im Zellkern verteilt. An der Kernmembran verdichtet sich das Heterochromatin plattenartig, wodurch die zahlreichen Kernporen hervorgehoben werden. Ein bis zwei Kernkörperchen in zentraler oder peripherer Lage sind in manchen Zellkernen vorhanden (Abb. 17).

Im Zytoplasma treten um die Mitochondrien herum längere Schläuche des rauen endoplasmatischen Retikulums auf. Weiterhin finden sich freie Ribosomen, Golgi-Apparat und ganz vereinzelt Lysosomen. Subplasmalemmal liegen mikropinozytotische Vesikel und vereinzelt größere Vakuolen (Abb. 17).

Die luminale freie Oberfläche trägt finger- oder kuppenförmige Fortsätze in geringer Anzahl. Der apikale Zellabschluß wölbt sich leicht in das Lumen

vor (Abb. 17).

Neben diesen Hauptzellen lassen sich im distalen Tubulus die elektronenoptisch dichter erscheinenden "dark-" oder "intercalated cells" unterscheiden. Diese Schaltzellen sind vollgepackt mit runden oder ovalen Mitochondrien, welche eine dichte Matrix besitzen. Sie stehen nicht mit den basalen Plasmaeinfaltungen in Verbindung. Die basalen Invaginationen ähneln vielmehr jenen des proximalen Tubulus. Sie bleiben auf das untere Fünftel der Zelle beschränkt und zeigen eine deutlich ausgeprägte Komplexität. Die Zellen stehen mit den Hauptzellen in losem Kontakt, lediglich die im unteren lateralen Zellbereich ausgebildeten Ausstülpungen verzahnen sich mit den Fortsätzen der Hauptzellen. Eine feste, durch "tight junctions" hervorgerufene Zellanheftung benachbarter Zellen besteht wiederum nur nahe der Zelloberfläche (Abb. 17).

Der Zellkern der Schaltzellen ist etwas kleiner verglichen zu den Hauptzellen. Seine Form ist unregelmäßig rund. Heterochromatinkondensationen verteilen sich diffus über den Zellkern. Ein Nukleolus ist fast immer vorhanden.

Zwischen den ungeordnet im dicht erscheinenden Grundplasma liegenden Mitochondrien befindet sich überwiegend rauhes und glattes endoplasmatisches Retikulum, daneben freie Ribosomen, Golgi-Apparat und vereinzelt Lysosomen. Unterhalb der luminalen Zellbegrenzung bleibt eine schmale Zone fast frei von Mitochondrien. Hier häufen sich kleinvesikuläre und tubuläre Einschlüsse, die manchmal mit granulärem Material gefüllt sind. Daneben befinden sich freie, in Gruppen zusammenliegende Ribosomen. Viele fingerförmige Fortsätze der apikalen Zellmembran ragen in das Lumen (Abb. 17).

4.3.7. Verbindungsstück

An den distalen Tubulus anschließend beginnt das Sammelrohrsystem mit dem Verbindungsstück, das sich nur undeutlich vom Epithel des vorange-

gangenen Tubulus absetzt. Dessen Hauptzellen werden durch die schleimbildenden Zellen ersetzt. Das Auftreten dieser Zellen und die Verschiebung des Zellkernes in die basale Zellhälfte in allen Zelltypen kennzeichnet den Beginn des Verbindungsstückes.

Die "dark cells" des Verbindungsstückes unterscheiden sich elektronenoptisch nur unwesentlich von jenen des distalen Tubulus. Lediglich die apikale, mitochondrienfreie Zone wird breiter. Zahlreiche kleine, vesikuläre Einlagerungen häufen sich in dem apikalen Zellsaum.

Die schleimsezernierenden Zellen besitzen einen großen, basal gelegenen Zellkern von unregelmäßig runder oder querovaler Gestalt. Er schließt wenig Heterochromatin ein, das sich vornehmlich entlang der Kernmembran erstreckt. Zahlreiche Kernporen treten an seiner Oberfläche in Erscheinung. Ein bis zwei exzentrisch gelagerte Kernkörperchen können vorhanden sein (Abb. 18).

Im perinukleären Zytoplasma liegen überwiegend runde oder längliche Mitochondrien vom Crista-Typ ohne erkennbare Anordnung verstreut. Die Zellen besitzen ein gut ausgeprägtes, granuläres endoplasmatisches Retikulum und einen gut entwickelten Golgi-Apparat. Glattes endoplasmatisches Retikulum und Polyribosomen füllen die intermitochondrialen Räume im Grundplasma weitgehend aus. Membranbegrenzte Vakuolen liegen in markanter Weise im apikalen Zellteil. Ihr Durchmesser beträgt bis zu 1 µm. Manche Vakuolen sind elektronenoptisch "leer", andere enthalten fibrilläres Material. Sie scheinen durch Konfluenz aus kleinen, juxtanukleär gelegenen Vakuolen hervorzugehen, die aus dem Golgi-Apparat entstehen. Die Abgabe des Bläscheninhaltes in das Tubuluslumen erfolgt durch Exozytose (Abb. 18).

Die apikale Zellmembran wölbt sich leicht in das Tubuluslumen vor. Sie trägt nur vereinzelt kurze, stummelige Fortsätze. An manchen Stellen wird die glatte Oberfläche durch sich in das Lumen öffnende Vakuolen unterbrochen. Benachbarte Zellen stehen apikal durch Zonulae occludentes

in engem Kontakt. Kurze, laterale Plasmalemmausstülpungen treten in Höhe der Zellmitte auf. Sie nehmen in Richtung auf die Zellbasis an Länge und Komplexität zu (Abb. 18).

4.3.8. Sammelrohr

Das perilobuläre Sammelrohr schließt sich an das Verbindungsstück an. Die Schaltzellen, die ultrastrukturell jenen des Verbindungsstückes gleichen, nehmen anteilmäßig rapide ab, so daß sie nur noch selten aufzufinden sind. Dafür treten hochprismatische schleimsezernierende Zellen vermehrt auf. Diese Zellen unterscheiden sich elektronenoptisch nicht von den Schleimbildnern des medullären Sammelrohres. Lediglich die Höhe der Zellen nimmt in Richtung Ureterast II. Ordnung zu (12 μm).

Der Zellkern liegt basal. Hetero- und Euchromatin verteilen sich gleichmäßig. Vereinzelt lagern sich Heterochromatinverdichtungen an die Kernmembran an. Ein meist randständiger Nukleolus kann vorhanden sein. Kernporen treten nur selten auf. Stellenweise ist die Oberfläche des Kernes durch flache Kerben oder tiefere Einziehungen unregelmäßig geformt (Abb. 19).

Das juxtanukleare Zytoplasma besitzt nur wenige Zellorganellen. Nur in dem schmalen, basal des Zellkernes gelegenen Raum verdichten sich einige kleine, rundliche Mitochondrien. In den apikalen zwei Dritteln der Zelle verteilen sich etwas größere, längliche Mitochondrien vom Crista-Typ, Zisternen des rauhen endoplasmatischen Retikulums, primäre und sekundäre Lysosomen in geringer Anzahl frei im Zytoplasma. Gruppen freier Ribosomen, teilweise rosettenförmig angeordnet, liegen über die ganze Zelle verstreut. Gut entwickelte Golgi-Felder befinden sich hauptsächlich apikal des Zellkernes in relativ großem Abstand zu diesem. Sie stehen in enger Assoziation mit den Zisternen des endoplasmatischen Retikulums. Der überwiegende Teil des apikal vom Zellkern gelegenen Zytoplasmas wird durch Vakuolen, deren Inhalt entweder elektronenoptisch hell oder fibrillär

erscheint, ausgefüllt. Der Durchmesser dieser Vakuolen variiert erheblich und kann bis zu 1,5 μm betragen. Aufgrund des Zusammenflusses mehrerer solcher Bläschen zu größeren Einheiten sind die sie begrenzenden Elementarmembranen oft nur undeutlich zu erkennen (Abb. 19).

Die basale Plasmamembran ist einfach gestaltet, Einfaltungen fehlen gänzlich. Die lateralen Plasmalemmata dagegen bilden über ihre ganze Länge kurze, fingerförmige Projektionen, die ineinander greifen. Benachbarte Zellen sind an der Zellspitze wiederum durch "tight junctions", wie im gesamten Nephron, eng aneinander gelegt. Die apikale Zellmembran wölbt sich kuppenartig in das Sammelrohlumen vor. Sie trägt sehr wenige stummelige Fortsätze (Abb. 19).

Eine weitere Erscheinungsform der Sammelrohrzelle wird vereinzelt beobachtet. Die Zellen wirken aufgrund des Fehlens von Vakuolen elektronenoptisch dunkler. Anstelle der Vakuolen treten viele kleine Vesikel auf. Das apikale Plasmalemm ist durch relativ zahlreiche, kurze bis fingerförmige Projektionen gekennzeichnet. Manchmal wölbt sich die Zellspitze weit in das Lumen vor. Unterschiede bezüglich Gehalt, Verteilung und Gestalt der Zellorganellen, Struktur und Lage des Zellkernes sowie der Plasmalemmefaltungen bestehen nicht.

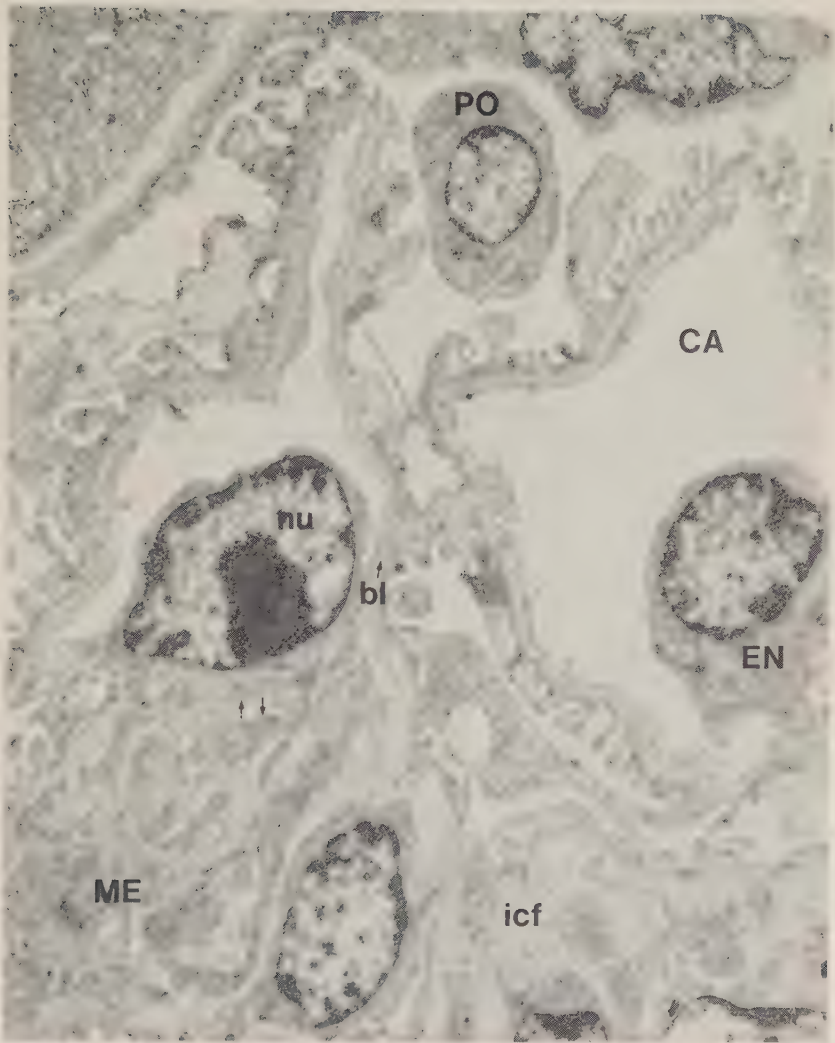


Abb. 9: Nierenkörperchen. Parallele Ausrichtung der Zellfortsätze der Mesangiumzellen (→), (12000x).

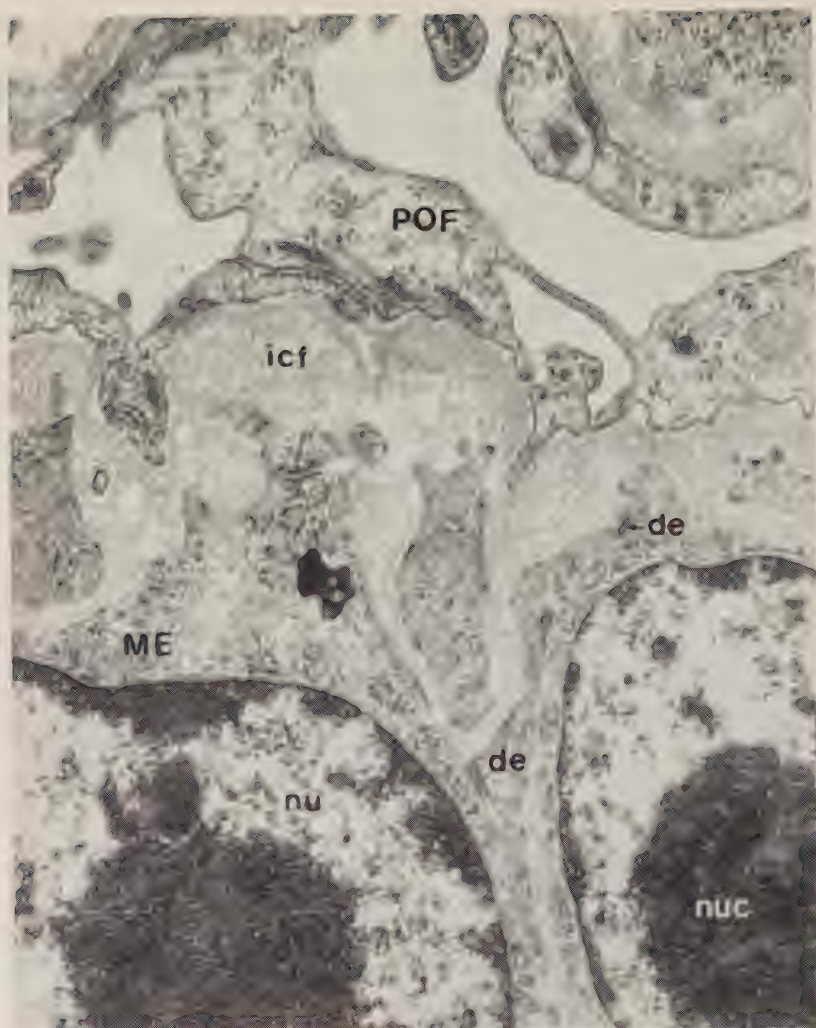


Abb. 10. Mesangiumzellen (36000x)

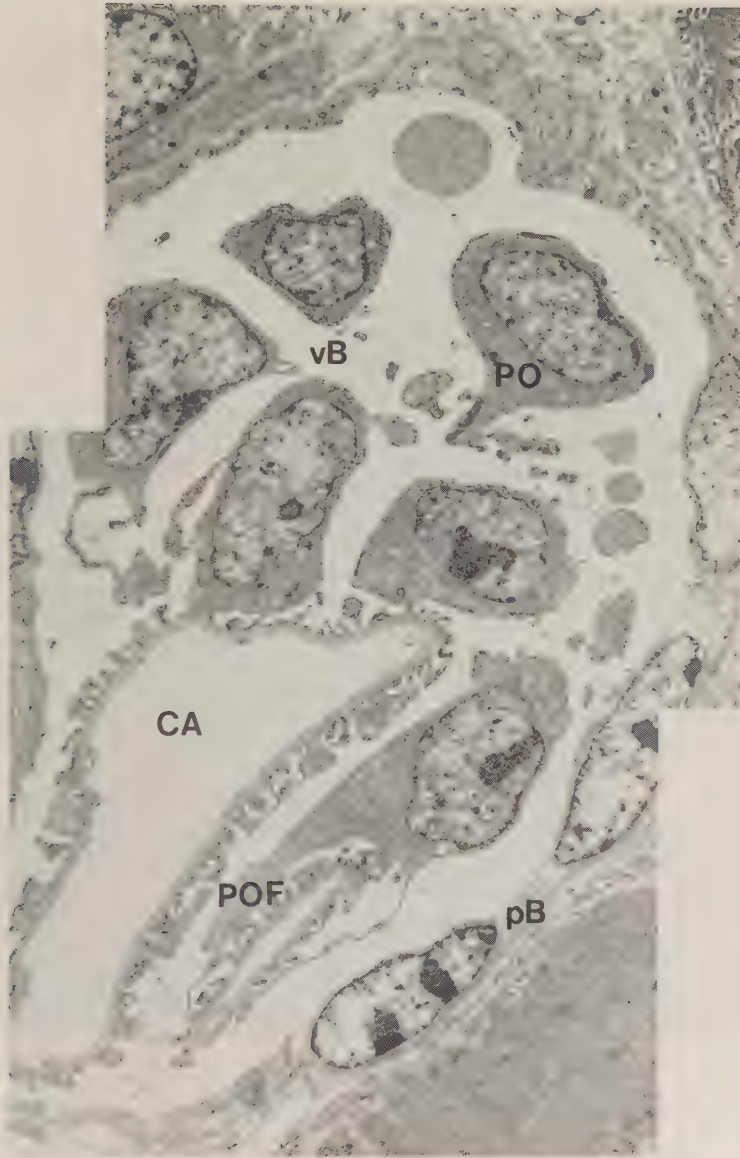


Abb. 11. Parietales und viszerale Blatt der Bowman'schen Kapsel (6600x)

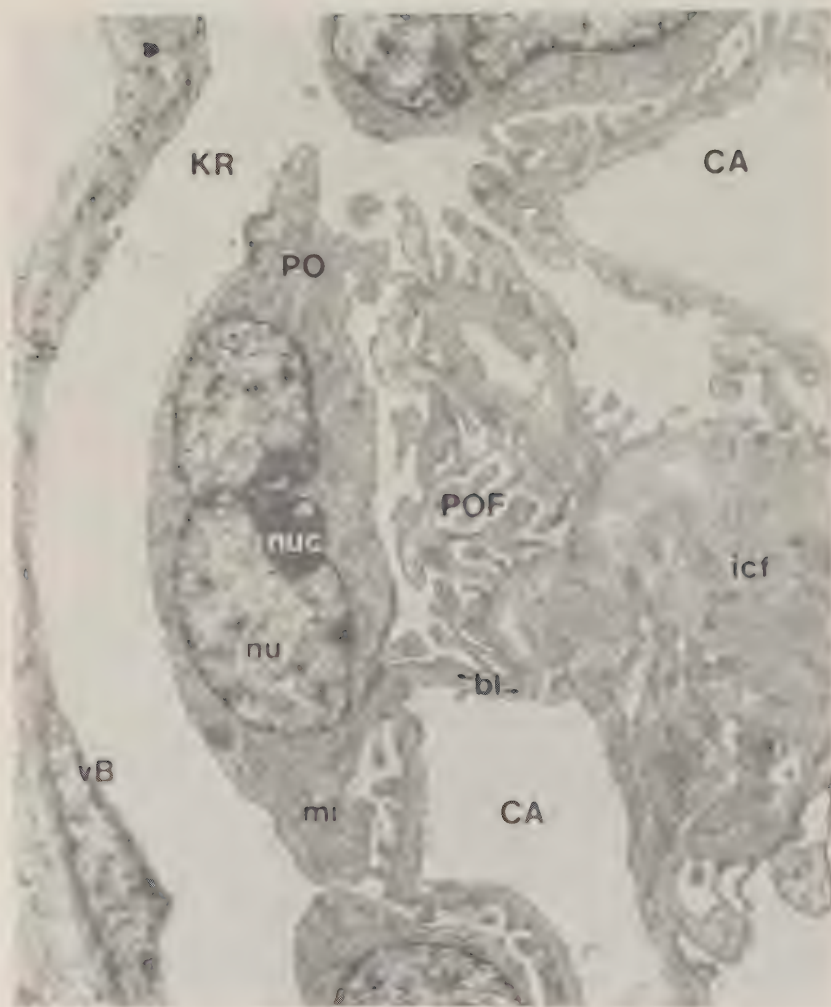


Abb. 12: Podozyt (12000x)

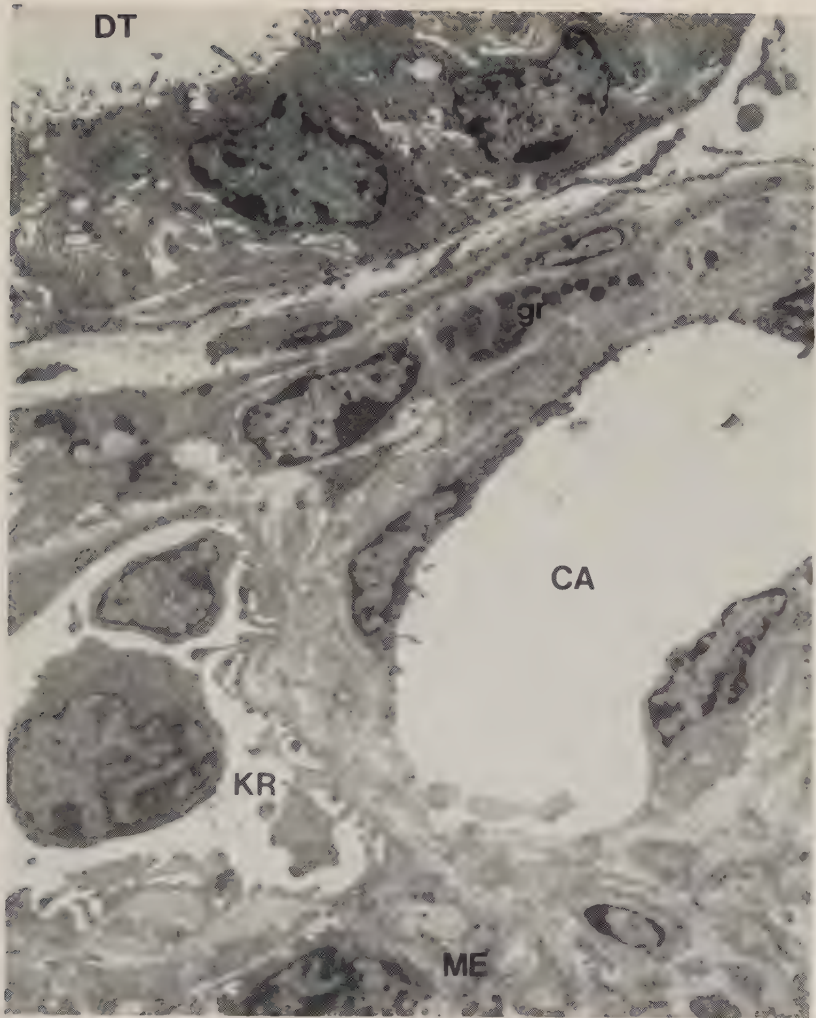


Abb. 13: Granuläre epitheloide Zelle (21000x).

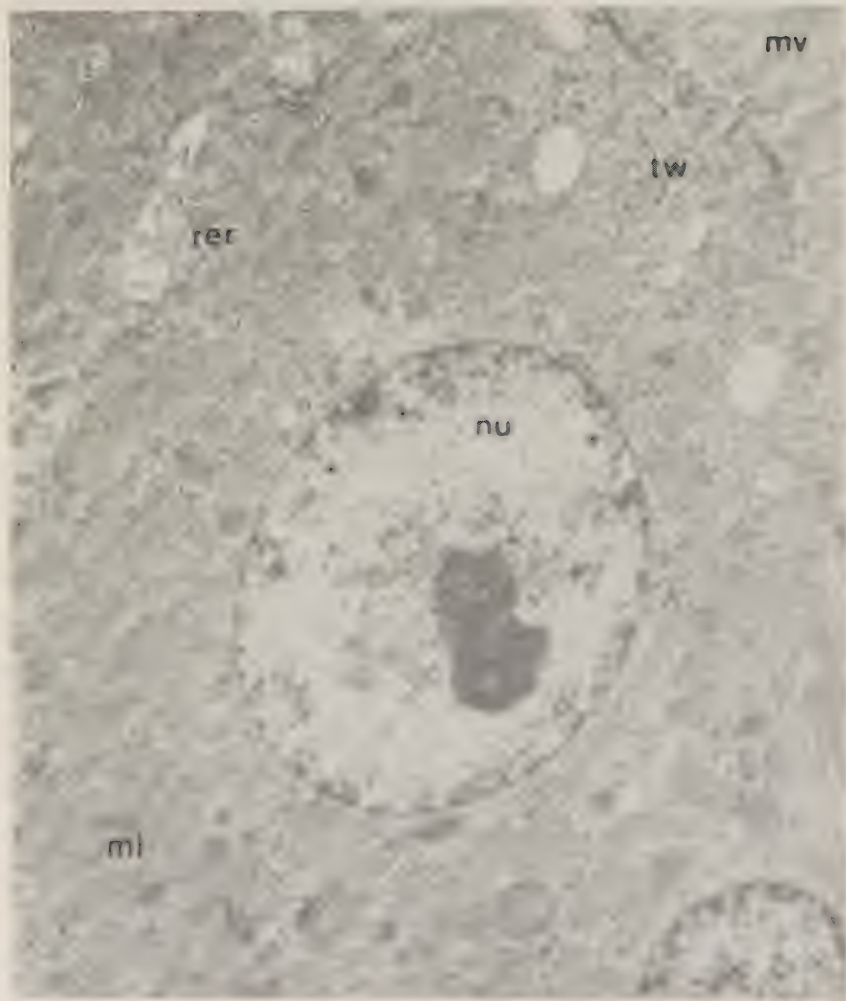


Abb. 14: Epithelzelle des proximalen Tubulus (21000x)

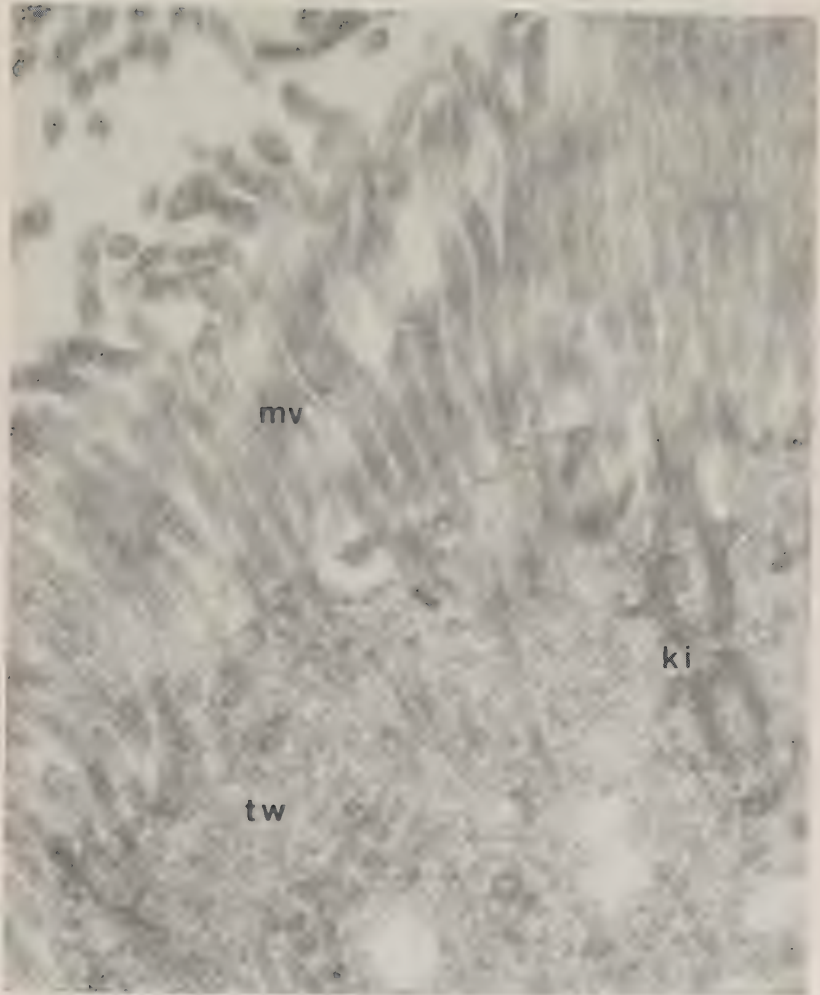


Abb 15 Burstensaum des proximalen Tubulus mit Kinozillie (60000x)

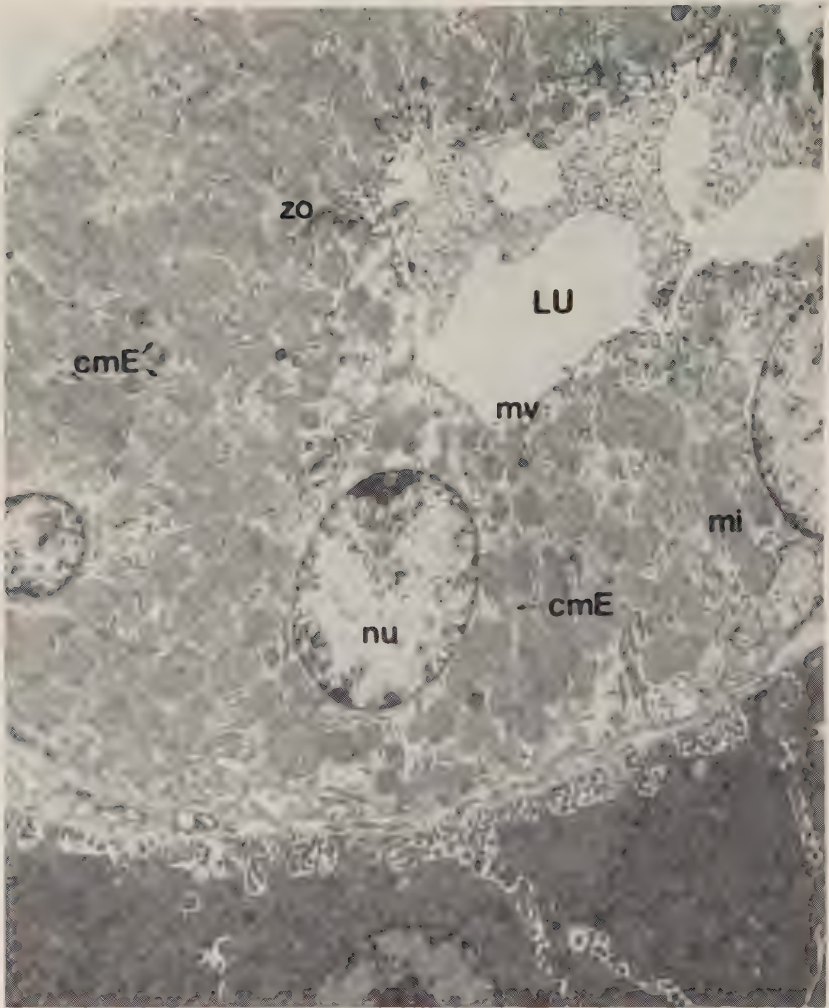


Abb. 16: Dicker Teil der Markscheife (9000x).

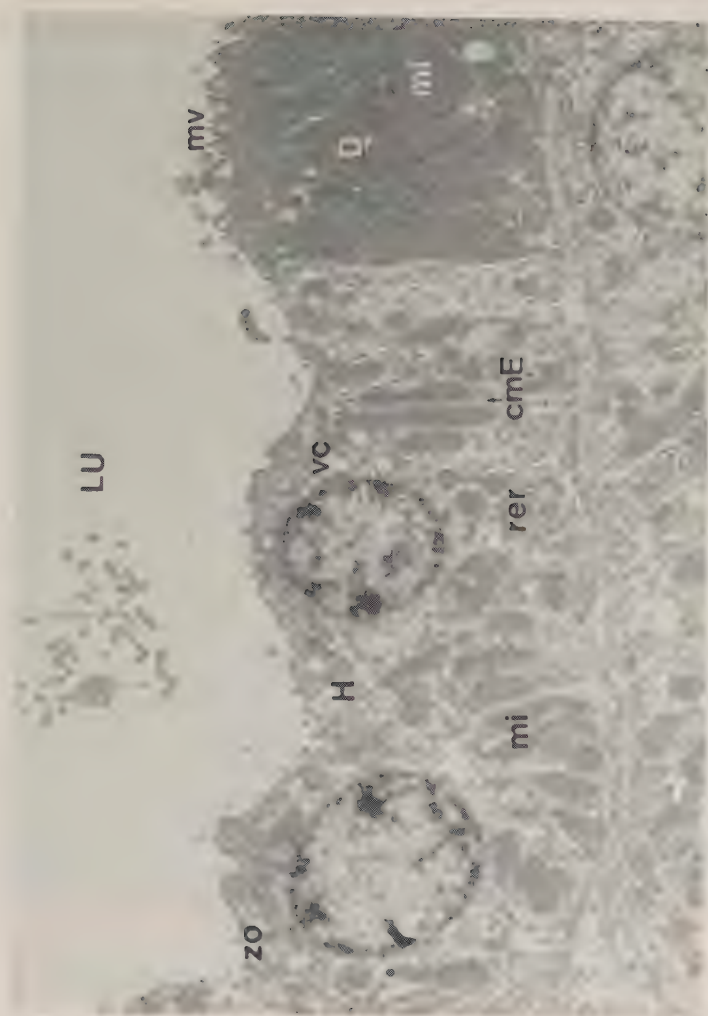


Abb. 17: Hauptzellen (H) und dunkle Zelle (D) des distalen Tubulus (9000x)

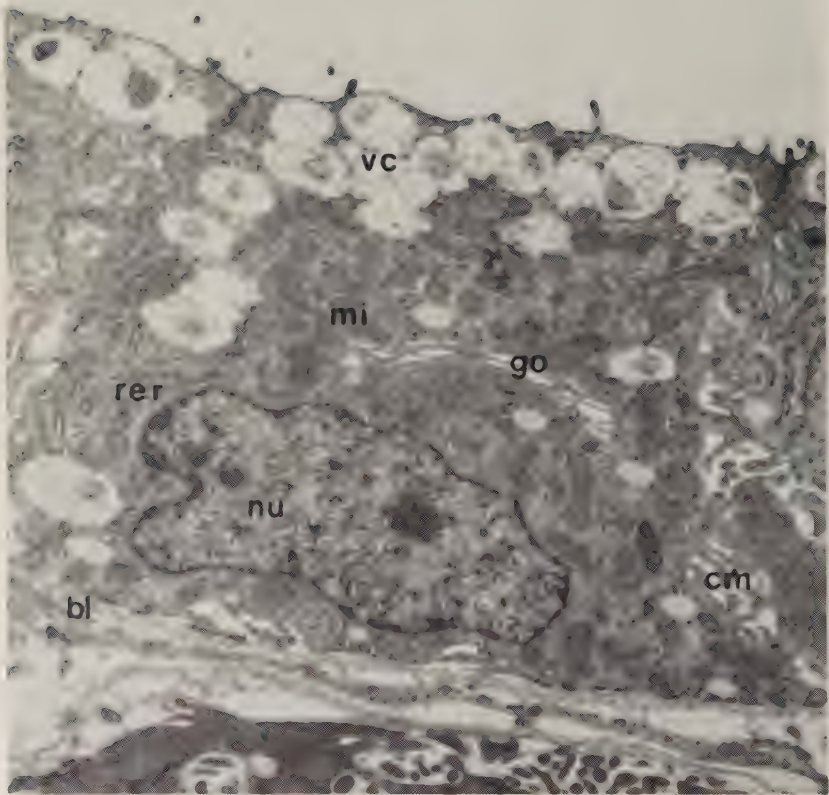


Abb. 18 Schleimsezernierende Zelle des Verbindungsstückes (12000x)

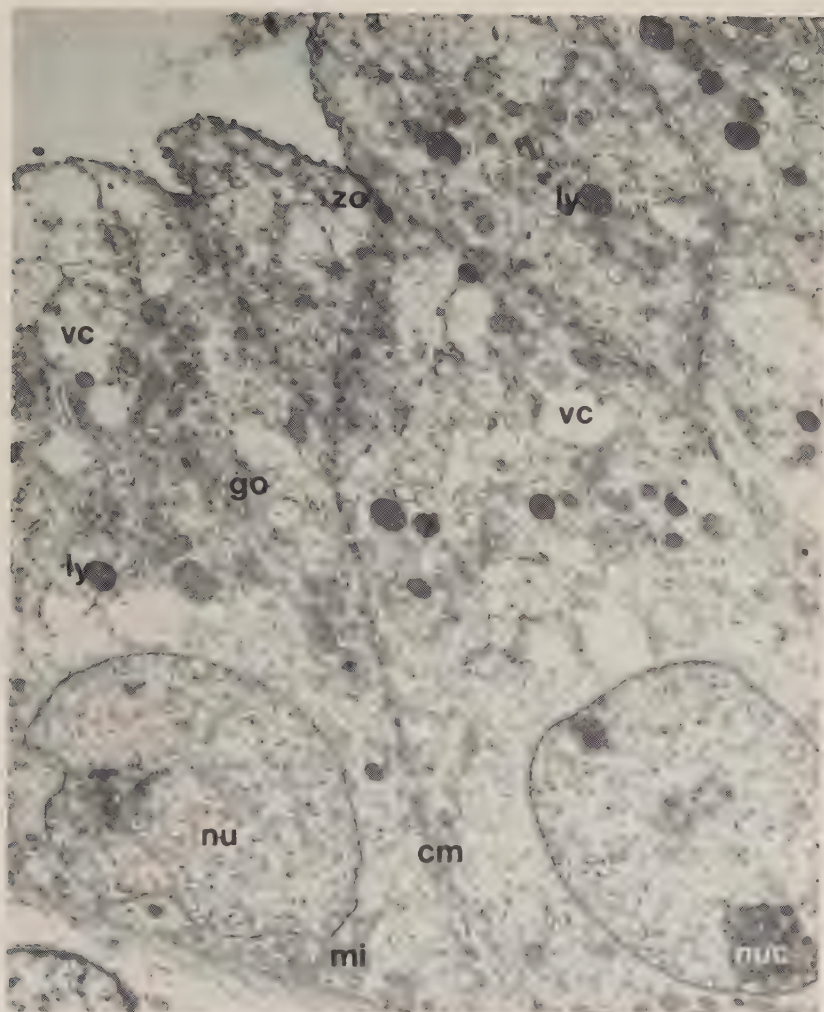


Abb 19 Schleimsezernierende Sammelrohrzellen (12000x)

4.4. Rasterelektronenmikroskopie

Mit Hilfe von Korrosionspräparaten und rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen wurden die Gefäße der Glomerula der kortikalen und medullären Nephronen dargestellt.

Der Verlauf der Kapillaren im Glomerulum der Niere der Wachtel ist sehr unterschiedlich gestaltet. Im einfachsten Falle zieht das Vas afferens ohne sich aufzuzweigen in das Nierenkörperchen hinein. Das Glomerulum besteht daher nur aus einer einzigen, unverzweigten Kapillare. Diese schlängelt sich und bildet mindestens vier oder mehrere wellenförmige Schleifen. Auf diese Weise umgibt die Kapillare die zentrale Zellmasse korbartig (Abb. 20). Der Verlauf der Kapillare unterliegt dabei keiner Gesetzmäßigkeit. Die Kapillarschlingen können hintereinander angeordnet sein oder aber die Kapillare bildet erst eine Hälfte der "Halbschale", zieht dann auf die gegenüberliegende Seite und gestaltet die zweite Kugelhälfte. Dazwischen gibt es viele in den unterschiedlichsten Verlaufsmustern auftretende Varianten. Diese primitive Form des Glomerulums stellt die überwiegende Mehrheit der RT- Nephronen.

Manchmal spaltet sich die Kapillare innerhalb des Nierenkörperchens auf und bildet einen Seitenast. Eine Verästelung in weitere Kapillarzweige kommt jedoch nicht vor. Selten teilt sich bei den Glomerula der kortikalen Nephronen das Vas afferens schon beim Eintritt in das Nierenkörperchen in zwei Kapillaren, die sich ebenfalls aufschlängeln und das Glomerulum bilden. Eine strenge Beschränkung dieser Kapillaren auf nur eine Glomerulumhälfte kommt nur selten vor. Auch bei diesem Glomerulumtyp ist der Verlauf der Kapillaren keiner Regelmäßigkeit unterworfen, sondern es treten die verschiedensten Verlaufsformen auf.

Die größeren Glomerula der medullären Nephronen sind im Gegensatz dazu viel komplexer gebaut. Das Glomerulum wird nach Aufspaltung des Vas afferens von mindestens zwei, manchmal auch vier Kapillaren, die

wiederum je einen Seitenast abgeben können, gebildet. Die Anzahl der Ansaes capillares ist vermehrt (Abb. 21).

Bei den Glomerula beider Nephrontypen vereinigen sich die Kapillaren noch vor Austritt aus dem Nierenkörperchen. Das Blut wird durch ein einziges Vas efferens abgeführt. Das Vas afferens und das Vas efferens haben gleichen Durchmesser von 5-6 μm . Bei den Kapillaren dagegen vergrößert sich der Durchmesser um fast das Doppelte auf etwa 10 μm . Ein Größenunterschied der Gefäße zwischen RT- und MT- Nephronen ist nicht vorhanden.



Abb. 20: Glomerulum des kortikalen Nephrontypes
(Linie entspricht 10 μm)

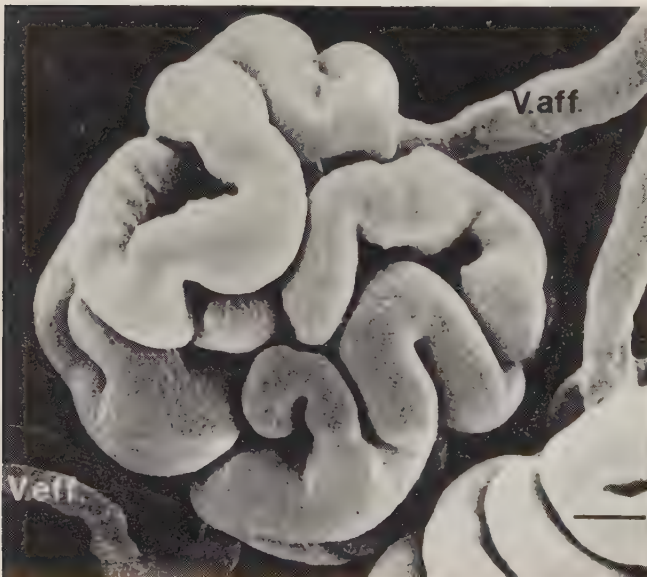


Abb. 21: Glomerulum des medullären Nephrontypes
(Linie entspricht 10 μm)

4.5. Lektine

Die histochemische Darstellung von Lektinbindungsstellen an Gewebeschnitten von normalem Nierengewebe der japanischen Wachteln läßt ein charakteristisches Verteilungsmuster erkennen. Obwohl bei einigen Lektinen kleine Abweichungen in der Fluoreszenz- bzw. Färbeintensität zwischen den einzelnen Nieren und sogar an verschiedenen Stellen des Gewebes zu beobachten sind, ist eine generelle Übereinstimmung im Bindungsverhalten der jeweiligen Lektine bei allen Nieren vorhanden. Je nach Lektin zeigt sich eine mehr diffuse oder mehr diskrete Verteilung der Bindungsstellen. Manchmal sind Unterschiede im Lektinfärbeverhalten zwischen perfundierten und nicht perfundierten Nieren, besonders am Nierenkörperchen, zu beobachten. Zwischen männlichen und weiblichen Tieren bestehen jedoch keine Unterschiede.

Unter Berücksichtigung der Architektur der Vogelniere und der typischen Eigenfluoreszenz des Gewebes sind die verschiedenen Tubulusabschnitte hinsichtlich Lokalisation und Menge der Lektinbindungsstellen beurteilbar. Entsprechend dem Verlauf der Nephronen wird das histochemische Bild der Lektinverteilung und das lichtmikroskopische Bild der PAS- und Alcianblaufärbung tabellarisch zusammengefaßt und exemplarisch photographisch dokumentiert. Die Tabellen stellen eine Übersicht der Ergebnisse dar (Tab. 7, Tab. 8 u. Tab. 9). Die genauere Beschreibung des Lektinverteilungsmusters, eventuelle Besonderheiten und der Vergleich der Lektine untereinander werden im Text erfaßt.

Da die Fluoreszenz- bzw. Färbeintensität, welche die Menge der Lektinbindungsstellen anzeigt, nicht gemessen werden konnte, wurde sie subjektiv bewertet und mit folgenden Symbolen gekennzeichnet:

- = negativ
- ± = fraglich
- + = schwach positiv
- ++ = deutlich positiv
- +++ = kräftig positiv

Der Ort der Lektinbindung innerhalb des Nierenkörperchens bzw. innerhalb einer Tubuluszelle der unterschiedlichen Nephronabschnitte wird mit folgenden Abkürzungen aufgeführt:

- BOW = Parietales Blatt der Bowman'schen Kapsel
- MES = Mesangium
- KAP = Kapillaren des Glomerulums
- BS = Bürstensaum
- LUM = Luminaler Teil der Tubuluszelle
- ZYT = Zellzytoplasma
- BM = Basalmembran

Sichtbare Besonderheiten im Verteilungsmuster werden ebenfalls berücksichtigt und in einer Tabelle (Tab. 10) aufgelistet.

Tabelle 7: HRP-markierte Lektine

	PAS	Alcianblau	Con A	WGA	UEA II	DBA	SBA	PNA	RCA I	UEA I
Nierenkörperchen	+	-	- *	+	-	+	-	+	-	-
	++	-	+	-	-	-	-	-	-	-
	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-
Proximaler Tubulus	+++	-	+	+++	-	-	+++	++	+++	-
	-	-	++	++	-	-	-	++	-	-
	+	-	-	+	-	++	-	-	+	-
Dünner Teil der Henle'schen Schleife	-	-	+	±	+	-	-	+++	+	±
	-	-	+	-	+	-	-	+++	-	±
	+	-	-	+	-	±	-	-	+	-
Dicker Teil der Henle'schen Schleife	-	-	+	+	+++	-	-	-	+	+++
	-	-	+	-	+++	-	-	-	-	+++
	+	-	-	+	-	-	-	-	+	-
Distaler Tubulus	-	+	+	+++	+	+	++	- *	++	- *
	-	+	-	+	+	+	-	+	-	+
	+	-	-	+	-	++	-	-	+	-
Verbindungsstück	-	+	+	++	+	++ *	++	- *	+	+
	-	+	++	++	±	++	-	++	-	++
	+	-	-	+	-	+	-	-	+	-
Peritubuläres Sammelrohr	++	++	+	++	+	+	+	-	++	+
	+	+	+	++	+	+	++	++	-	++
	+	-	-	+	-	++	-	-	+	-
Sammelrohr (Markkegel)	++	++	++ *	+++	+	-	+++	-	+++	+
	+	++	++	+++	+	+	++	++	++	+
	+	-	-	+	-	±	-	-	+	-
Ureterepithel	+++	++	-	+	+	-	++	+	+++	-
	+++	++	++	++	-	++	+++	++	+++	+
	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-

Bei den mit einem Stern (*) gekennzeichneten Feldern treten "positive" Strukturen nicht in allen Zellen des betreffenden Tubulusabschnittes auf.

Tabelle 8: FITC-markierte Lektine

	Con A	WGA	UEA I	GS II	DBA	HPA	SBA	MPA	BPA	GS I	PNA	RCA I	RCA II	UEA I
Nierenkörperchen	- *	-	-	- *	-	++	-	++	-	-	++	-	+	-
MES	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
KAP	-	++	-	-	-	-	-	++	-	-	++	-	+	-
Proximaler Tubulus	+	+++	-	-	-	-	++	-	-	-	+	-	+++	-
ZYT	++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-
BM	+	++	-	-	-	-	±	-	-	-	-	-	++	-
Dünner Teil der Henle'schen Schleife	+	±	±	-	-	-	-	-	-	-	++	-	-	+
LUM	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	++	-	-	+
ZYT	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	-	-	+
BM	++	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Dicker Teil der Henle'schen Schleife	+	±	+	-	++	-	-	-	-	+	-	-	-	++
LUM	+	-	-	-	++	+	-	-	-	+	-	-	-	++
ZYT	++	-	-	-	++	-	-	-	-	-	-	-	-	++
BM	++	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
Distaler Tubulus	±	++	-	- *	+	+	+	-	-	- *	- *	-	-	*
ZYT	+	+	-	+	+	-	-	-	-	+	-	-	-	±
BM	+	++	-	-	-	-	±	-	-	-	+	-	++	-
Verbindungsstück	/	+	-	/	+	- *	/	- *	-	- *	- *	-	/	*
LUM	/	+	-	/	+	+	/	+	-	+	++	-	/	±
ZYT	/	+	-	/	+	+	/	-	-	-	++	-	/	±
BM	/	+	-	/	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Perilobuläres Sammelrohr	±	++	± *	± *	+	++	+	-	-	-	-	-	+++	*
LUM	±	+	±	++	+	++	+	++	+	++	++	-	+++	+
ZYT	±	+	±	-	-	-	-	++	+	++	++	-	+++	+
BM	+	+	-	-	-	-	-	++	-	-	-	-	+++	-
Sammelrohr (Markkegel)	++	+++	+	-	-	-	++	+++	-	-	-	-	+++	+
LUM	++	+++	+	++	+	+++	++	++	++	+++	++	-	+++	+
ZYT	++	+++	+	-	+	+++	++	++	-	+++	-	-	+++	-
BM	++	±	-	-	-	+++	-	+++	-	-	-	-	+++	-
Ureterepithel	-	+++	-	-	-	+++	+++	+++	++	+++	+	-	+	+
ZYT	+++	+++	+	+++	++	+++	+++	+++	-	+++	-	-	+	-
BM	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Bei den mit einem Stern (*) gekennzeichneten Feldern treten "positive" Strukturen nicht in allen Zellen des betreffenden Tubulusabschnittes auf.

Tabelle 9: Vergleich der unterschiedlichen Bindungsverhalten in Abhängigkeit des Markers

	Con A			WGA			UEA II			DBA			SBA			PNA			RCA I			UEA I		
	FITC	HRP	FITC	FITC	HRP	FITC	FITC	HRP	FITC	FITC	HRP	FITC	FITC	HRP	FITC	FITC	HRP	FITC	FITC	HRP	FITC	FITC	HRP	FITC
Nierenkörperchen	- *	- *	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	++	+	-	-	-	-	-	-	-
	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	-	-	++	++	+	++	++	++	++	-	-	-	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
Proximaler Tubulus	+	+	++	++	+	++	++	++	++	-	-	-	++	++	++	+	+	+	+	++	++	+	+	+
	++	++	+	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	+	+	+	+	+	+	+	+	+	++	++	++	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Dünner Teil der Henle'schen Schleife	+	+	±	±	±	±	±	±	±	-	-	-	-	-	-	++	++	++	+	+	+	±	±	±
	+	+	±	±	±	±	±	±	±	-	-	-	-	-	-	++	++	++	-	-	-	+	+	+
	++	++	-	-	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Dicker Teil der Henle'schen Schleife	+	+	±	±	+	+	+	+	+	++	++	++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++	++
	+	+	±	±	+	+	+	+	+	++	++	++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++	++
	++	++	-	-	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++	++
Distaler Tubulus	±	±	++	++	+	++	++	++	++	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+	+
	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+
	-	-	+	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+
Verbindungsstück	/	/	+	+	++	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
	+	+	+	+	++	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
	-	-	+	+	++	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Peritubuläres Sammelrohr	±	±	++	++	+	++	++	++	++	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+	+
	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Sammelrohr (Markkegel)	++	++	+++	+++	+	+++	+++	+++	+++	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+	+
	++	++	+++	+++	+	+++	+++	+++	+++	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+	+
	++	++	±	±	+	±	±	+	±	±	±	±	±	±	±	-	-	-	-	-	-	+	+	+
Ureterepithel	-	-	+++	+++	+	+++	+++	+++	+++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+
	++	++	+++	+++	+	+++	+++	+++	+++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+
	-	-	+++	+++	+	+++	+++	+++	+++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+

Bei den mit einem Stern (*) gekennzeichneten Feldern treten "positive" Strukturen nicht in allen Zellen des betreffenden Tubulusabschnittes auf.

Tabelle 10: Berücksichtigung der strukturellen Besonderheiten

	Con A			WGA			UEA II			DBA			SBA			PNA		
	FITC	HRP		FITC	HRP		FITC	HRP		FITC	HRP		FITC	HRP		FITC	HRP	
Nierenkörperchen	-	-		-	+		-	-		-	+		-	-		++	+	
	+	+	v	-	-		-	-		-	-		-	-		-	-	
	+	+		++	+		-	-		-	-		-	-		++	++	
Proximaler Tubulus	+	+		+++	+++		-	-		-	-		++	+++		+	++	
	++	++		+	++	g	-	-		-	-		-	-		+	++	g
	-	-		++	+		-	-		-	++		-	-		-	-	
Dünner Teil der Henle'schen Schleife	+	+		±	±		±	+	g	-	-		-	-		++	+++	
	+	+	g	-	-		±	+		-	-		-	-		++	+++	
	-	-		+	+		-	-		-	±		-	-		-	-	
Dicker Teil der Henle'schen Schleife	+	+	g	+	+		+++	+++	g	+	+	±	-	-		-	-	
	+	+		+	+		+	+		+	+	±	-	-		-	-	
	+	+		+	+		+	+		+	+	±	-	-		-	-	
Distaler Tubulus	±	+	p	++	++	g	-	+		+	+	+	+	p. an MD	+	+	v.p	
	+	+	v.p	+	+	g	-	+		+	v.p	+	+	MD	+	+	+	
	+	+		++	++		-	-		-	++		±	-		-	-	
Verbindungsstück	/	/		+	++		-	g		+	+	+	/	++		++	v.k	
	++	v		++	++		±	±		+	+	+	/	-		++	++	
	++	+		+	+		-	-		+	+	+	/	-		-	-	
Periobulbares Sammelrohr	±	+		++	++		±	+	v	+	+	+	+	+	+	+	++	k
	±	v		+	+		±	+		+	+	+	+	+	+	+	++	
	+	+		+	+		±	+		+	+	+	+	+	+	+	++	k
Sammelrohr (Markkegel)	++	++	g	+++	+++		+	+	v.g	+	+	+	+	+	+	+	++	k
	++	++		+++	+++		+	+		-	-	-	++	+++		-	-	
	++	v.g		+	+		+	+		+	+	+	++	++	(k)	++	++	k
	±	±		±	±		-	-		-	±	±	-	-		-	-	
Ureterepithel	-	-		+++	+		-	-		-	-	-	-	-		-	-	
	+++	+		+++	+		+	+	o	+	+	+	+++	o	+	+	+	o
	+++	+		+++	+		+	+		+	+	+	+++	o	+	+	+	
	+	+		+	+		+	+		+	+	+	+	+	+	+	+	

Granuläre Struktur der Lektinbindungssstellen (g); punktförmige Fluoreszenz bzw. Anfängung im juxtaakulären Bereich (p); kappenförmige Fluoreszenz bzw. Anfängung des apikalen, juxtaakulären Bereiches (k); nur einzelne Zellen des Nephronabschnittes positiv (v); ovale, positive Struktur apikal des Zellkernes (o).

Tabelle 10 (Fortsetzung): Berücksichtigung der strukturellen Besonderheiten

	RCA I		UEA I		GS II		MPA		BPA		GS I		RCA II	
	FITC	HRP	FITC	HRP	FITC	HRP	FITC	HRP	FITC	HRP	FITC	HRP	FITC	HRP
Nierenkörperchen	BOW	-	-	-	-	-	++	++	-	-	-	-	+	-
	MES	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	+
	KAP	-	-	-	-	-	++	++	-	-	-	-	-	+
Proximaler Tubulus	BS	-	+++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+++	-
	ZYT	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	BM	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	-
Dünner Teil der Henle'schen Schleife	LUM	-	+	±	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	ZYT	-	+	±	-	-	+	p	-	-	+	p	-	-
	BM	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+
Dicker Teil der Henle'schen Schleife	LUM	+	++	+++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	ZYT	-	++	g	+++	g	+	p	-	-	+	p	-	-
	BM	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+
Distaler Tubulus	LUM	-	++	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-
	ZYT	-	-	±	v.p	+	+	v.p	-	-	+	v.p	-	-
	BM	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++
Verbindungsstück	LUM	-	+	±	++	++	-	-	-	-	-	-	/	/
	ZYT	-	-	±	v	++	+	v.k	-	-	+	v	-	-
	BM	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	/	/
Peritubuläres Sammelrohr	LUM	-	++	+	++	+	++	k	-	-	-	-	+++	+++
	ZYT	-	-	+	+	+	++	k	+	+	++	k	+++	+++
	BM	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+++	+++
Sammelrohr (Markkegel)	LUM	-	+++	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+++	+++
	ZYT	-	++	+	+	+	++	k	+	+	++	k	+++	+++
	BM	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++
Ureterepithel	LUM	-	+++	-	-	-	+++	+++	+	+	+++	+	+	+
	ZYT	-	+++	+	+	+	+++	o	+	+	+++	o	+	o
	BM	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Granuläre Struktur der Lektinbindungsstellen (g); punktförmige Fluoreszenz bzw. Anfärbung im juxtanukleären Bereich (p); kappenförmige Fluoreszenz bzw. Anfärbung des apikalen, juxtanukleären Bereiches (k); nur einzelne Zellen des Nephronabschnittes positiv (v); ovale, positive Struktur apikal des Zellkernes (o).

4.5.1. Nierenkörperchen

Übereinstimmende Ergebnisse zwischen den HRP- und den FITC-markierten Lektinen liegen bei Con A, UEA II, SBA, RCA I, UEA I und, bis auf eine leichte Abweichung in der Intensität, bei PNA vor. Die Strukturen der Glomerula können dabei mit SBA, BPA, GS I und RCA I histochemisch nicht dargestellt werden.

Von Interesse ist das Ergebniss bei der Anwendung von UEA I- und UEA II-Lektin. Unterschiede werden bei diesen beiden Lektinen nur bei den vor der Fixation perfundierten Proben deutlich. So stellen sich bei perfundierten und mit UEA I inkubierten Proben die Glomerulumkapillaren als schwach positiv dar, während bei den nicht perfundierten, mit UEA I behandelten Schnitten diese immer negativ sind. Auch UEA II weist bei perfundierten Proben eine Abweichung von immersionsfixiertem Gewebe auf. Das sonst "negative" Mesangium erscheint nun, sowohl bei FITC- wie auch bei HRP-markierten Lektin, deutlich positiv.

Größere Unterschiede treten bei den Lektinen WGA und DBA auf. Während das Nierenkörperchen mit DBA-FITC keine Lektinbindungsstellen erkennen läßt, ist mit DBA-HRP eine schwache Färbung des parietalen Blattes der Bowman'schen Kapsel sichtbar. Bei Perfusionsproben wird mit DBA-HRP eine kräftige Färbung des Mesangiums erzielt. WGA-HRP zeigt eine fragile bis schwache Färbung sowohl der Glomerulumkapillaren als auch am parietalen Blatt der Nierenkapsel. Dagegen weisen bei FITC-WGA nur die Kapillaren des Glomerulums eine deutliche Fluoreszenz auf. Aufgrund der positiven Ergebnisse der Nierenkapsel und der peripheren Strukturen im Glomerulum ist bei WGA-HRP, PNA, MPA-FITC und RCA II-FITC lichtmikroskopisch nicht eindeutig feststellbar, ob es sich ausschließlich um die Kapillaren des Glomerulums oder um das viszerale Blatt der Bowman'schen Kapsel oder sogar um beide Strukturen handelt (Abb. 22 u. Abb. 25). Da sich jedoch bei diesen Lektinen auch die Kapillaren im Nieren-

parenchym "positiv" darstellen, ist anzunehmen, daß es sich bei den Strukturen im Glomerulum ebenfalls um Kapillarendothel handelt. Doch können, besonders bei PNA, aufgrund der geringen Anzahl an Lektin-bindungsstellen und der daraus resultierenden schwachen Anfärbbarkeit bzw. Fluoreszenz nicht unbedingt Rückschlüsse auf das Glomerulum gezogen werden.

Ein besonderes Bild zeigt sich bei Con A und bei GS II. Hierbei treten, unabhängig von der Probenentnahme, in manchen Glomerula vereinzelt Zellen auf, deren Zytoplasma eine deutlich positive Reaktion auf die Inkubation mit Lektinen zeigen. Aufgrund der Lage und der Form der Zellen handelt es sich mit großer Wahrscheinlichkeit um Podozyten. Eine genaue Abgrenzung zu den Kapillarendothelzellen ist aber auch in diesem Fall lichtmikroskopisch nicht sicher möglich.

Bei Con A-FITC und gleichermaßen bei Con A-HRP tritt eine weitere Besonderheit am Gefäßpol des Glomerulums auf. Gekennzeichnet durch eine intensive granuläre Fluoreszenz bzw. Anfärbbarkeit, im Querschnitt ringförmig um das Vas afferens auftretend, setzen sich die granulären, epitheloiden Zellen deutlich vom umliegenden Gewebe ab (Abb. 23 u. 24). Dieses Erscheinungsbild konnte bei keinem anderen Lektin beobachtet werden.

4.5.2. Proximaler Tubulus

Der Bürstensaum des proximalen Tubulus weist zahlreiche Bindungsstellen für die Lektine WGA, SBA, RCA II und RCA I-HRP auf. Diese Rezeptoren imponieren an der apikalen Zelloberfläche als breite, unscharf begrenzte Fluoreszenz bzw. Braunfärbung (Abb. 25 u. 34). Bei PNA und Con A tritt der Bürstensaum nicht so deutlich hervor, doch ist auch hier eine schwache Anfärbung vorhanden (Abb. 26). Bei den übrigen Lektinen sowie bei RCA-I-FITC lassen sich keine Bindungsstellen nachweisen.

Das Zytoplasma der Epithelzellen läßt sich nur mit drei Lektinen darstellen. So sind bei Con A Lektinrezeptoren hauptsächlich im apikalen Zelldrittel vorhanden (Abb. 26). Bei WGA treten im oberen Zellteil runde, vesikuläre Strukturen auf. Diese färben sich besonders mit dem an Peroxidase gekoppelten Lektin stark an und lassen somit das Zellgebiet granulär erscheinen. Mit WGA-FITC sind granuläre Strukturen ebenfalls nachweisbar, jedoch ist die Fluoreszenzintensität, verglichen zur deutlich positiven Reaktion mit HRP-WGA, schwach. Eine positive, granulär erscheinende Reaktion des supranukleären Zytoplasmas ist auch bei PNA vorhanden (Abb. 22). Die Intensität der Färbung ist wiederum mit dem an HRP gekoppelten Lektin stärker und erscheint deshalb deutlicher.

4.5.3. Dünner Teil der Medullarschleife

Weitgehende Übereinstimmung im Verteilungsmuster herrscht in diesem Tubulusabschnitt zwischen den unterschiedlich markierten Lektinen. Unterschiede betreffen hauptsächlich die Intensität der Färbung.

So tritt unter UEA-II-HRP-Inkubation verglichen mit FITC die dünne Henle'sche Schleife deutlicher hervor. Das ganze Zytoplasma zeigt eine grobkörnige Struktur, während bei FITC dieser Tubulusabschnitt einheitlich fluoreszierend erscheint. Umgekehrt ist das Ergebnis bei UEA-I. Hier ist beim FITC-markierten Lektin, verglichen zu HRP, eine höhere Intensität festzustellen (Abb. 27 u. 28). RCA-I-FITC zeigt zur Henle'schen Schleife, wie zu allen anderen Tubulusabschnitten, keine Affinität. Bei RCA-I-HRP ist dagegen eine schwache Fluoreszenz in der apikalen Zellhälfte zu sehen.

Die übrigen, mit den beiden unterschiedlichen Markern gekoppelten Lektine, zeigen gleiche Ergebnisse. Auffällig ist die starke, selektive Affinität von PNA zum dünnen Teil der Medullarschleife (Abb. 29 u. 30). Dadurch hebt sich dieser Tubulusabschnitt deutlich von den übrigen im Markkegel auftretenden Nephronabschnitten ab. Con A und WGA dagegen

haben eine nur schwache bis fragliche Affinität. Doch während Con A Lektinbindungsstellen im gesamten Zytoplasma vorkommen, scheinen für WGA solche Bindungsstellen nur im apikalen Teil der Zelle vorhanden zu sein. Aufgrund der schwachen Lektinreaktion ist der dünne Teil der Schleife bei diesen beiden Lektinen nicht vom dicken Teil zu trennen (Abb. 37). Bei HPA und GS I sind juxtanukleär gelegene Strukturen positiv, die sich in Form einzelner Punkte um den Zellkern herum darstellen. Das restliche Zytoplasma zeigt keine Fluoreszenz.

Alle weiteren zur Anwendung gekommenen Lektine (DBA, SBA, GS II, MPA, BPA, RCA II) haben keine Rezeptoren in diesem Nephronabschnitt (Abb. 33).

4.5.4. Dicker Teil der Medullarschleife

Der dicke Teil der Henle'schen Schleife besitzt annähernd die gleichen Lektinbindungsstellen wie der dünne Teil. Daher stimmen die Ergebnisse betreffend Lokalisation und Intensität weitgehend überein.

Ein Unterschied in der Färbeintensität in diesem Tubulusabschnitt ist bei UEA I und UEA II festzustellen. Die Bindung der HRP-gebundenen Lektine ist, verglichen zu FITC, stärker ausgeprägt und stärker als im dünnen Teil der Markschleife. Ebenso wie im dünnen Teil ist aber die Lektinbindung nicht gleichmäßig über das Zytoplasma verteilt, sondern in Form großer Granula unter Aussparung des Zellkernes sichtbar (Abb. 27, 28, 31 u. 32).

Das gleiche Erscheinungsbild, nämlich eine grob körnige Fluoreszenz im dicken Teil der Schleife, ist auch bei DBA-FITC, nicht aber bei DBA-HRP, zu beobachten. Durch dieses erstmalige Auftreten von Lektinbindungsstellen bei DBA-FITC Inkubation ist dieser Abschnitt vom dünnen Teil unterscheidbar (Abb. 33).

Besonders hervorzuheben ist nochmals das Bindungsverhalten von PNA. Im dicken Teil der Schleife lassen sich im Gegensatz zum dünnen Schleifenenteil weder mit FITC- noch mit HRP-gekoppelte PNA Bindungsstellen nach-

weisen (Abb. 29 u. 30).

4.5.5. Distaler Tubulus

Die weitgehend glatte, apikale Zelloberfläche des distalen Tubulus wird durch RCA-I-HRP in Form einer bandartigen, luminalen Braunfärbung selektiv angefärbt. Das sich anschließende Zytoplasma bleibt ungefärbt.

Die Bindungsstellen für WGA sind ebenfalls hauptsächlich an der Zelloberfläche lokalisiert, doch finden sich solche Bindungsstellen in geringerer Anzahl auch im übrigen Zellzytoplasma. Eine einheitliche, schwache Färbung der gesamten Zelle findet sich dagegen bei UEA-II-HRP. Bei UEA II-, RCA I-, MPA-, BPA- und RCA II-FITC (Abb. 25) bleiben Bindungsreaktionen aus.

Einige Lektine zeigen ein sehr markantes Bindungsverhalten. Dabei ist eine zwar schwach ausgeprägte, punktartige Fluoreszenz bzw. Braunfärbung im juxtanukleären Bereich in einigen wenigen Zellen des distalen Tubulus, meist nahe der Zentralvene, festzustellen. Dieses Bild zeigt sich bei den mit FITC-markierten Lektinen GS II, DBA, HPA, GS I, UEA I und PNA (Abb. 22) sowie bei den HRP-markierten Lektinen Con A, DBA, PNA und UEA I.

Bemerkenswert ist auch das Bindungsverhalten von SBA. Denn es tritt ausschließlich an der Stelle, an der sich der distale Tubulus an das Glomerulum anlegt, eine schwache bis deutliche Reaktion auf (Abb. 34). Andere Abschnitte des Tubulus dagegen bleiben ungefärbt. Unterschiede zwischen den beiden Markern sind nicht vorhanden.

4.5.6. Verbindungsstück

Im Verbindungsstück sind die Lektinrezeptoren fast in gleicher Weise verteilt wie im distalen Tubulus. Unterschiede bestehen nur in der Menge der Lektinbindungsstellen und somit in der Intensität der Fluoreszenz bzw. Anfärbbarkeit. So nimmt die Fluoreszenz bei WGA im Vergleich zum

distalen Tubulus im luminalen Zellbereich ab. Die WGA-FITC Bindungsstellen sind nun gleichmäßig über das Zytoplasma verstreut. Diese Abnahme und Umverteilung der Lektinrezeptoren wird auch bei dem mit Peroxidase- markiertem WGA-Lektin deutlich.

Eine Verringerung der Lektinrezeptoren ist ebenfalls bei UEA-II-HRP festzustellen. Nur das apikale Zelldrittel zeigt eine schwache, granulär erscheinende Anfärbbarkeit.

Demgegenüber ist eine Zunahme der Lektinbindung bei GS I-FITC, Con A-, UEA-I- und DBA-HRP erkennbar. Einzelne Zellen heben sich nun durch ihre kräftig positive Braunfärbung bzw. Fluoreszenz vom übrigen Zellverband ab. Bei MPA-FITC treten erstmals in einzelnen Zellen Rezeptoren, sichtbar in Form einer schwachen, kappenartig über dem Zellkern gelegenen Fluoreszenz, auf. Etwas deutlicher ist dieses Bild bei PNA und HPA. Die im distalen Tubulus noch punktförmig in wenigen Zellen um den Zellkern auftretende Färbung entwickelt sich zu einer vereinzelt vorkommenden, deutlich positiven, kappenartig über dem Zellkern liegenden Fluoreszenz.

Bei SBA-HRP bleibt die erstmals im distalen Tubulus nahe dem Glomerulum im apikalen Bereich aufgetretene Färbung im Verbindungsstück bestehen.

4.5.7. Perilobuläres Sammelrohr

Im perilobulären Sammelrohrsystem tritt bei einigen, mit FITC-markierten Lektinen die kappenartige, scharf begrenzte Fluoreszenz apikal des Zellkernes deutlicher hervor. Das übrige Zytoplasma, insbesondere der luminale Zellteil, zeigt keine Fluoreszenz. Die an derselben Stelle "positiven" Lektine unterscheiden sich in ihrer Fluoreszenzintensität voneinander. Es sind verschiedene Abstufungen feststellbar. So sind diese Bereiche, die wahrscheinlich dem Golgi Apparat entsprechen, bei HPA-FITC kräftig positiv, bei PNA-, MPA-, GS I- und GS II-FITC (Abb.35) deutlich und bei SBA- und BPA-FITC schwach positiv.

Bei anderen, mit FITC-markierten Lektinen weist das gesamte Zytoplasma unter Aussparung des Zellkernes eine Fluoreszenz unterschiedlicher Stärke auf. Während bei Con A- und DBA-FITC die Fluoreszenz noch sehr schwach ist, ist sie bei UEA I-FITC schon deutlicher positiv. Bei letzterem ist diese positive Reaktion aber nicht in allen Zellen des perilobulären Sammelrohrs vorhanden (Abb. 36). Ebenfalls über das ganze Zytoplasma verteilt, aber nur in einigen wenigen Zellen vorkommend, ist die schwache bis undeutliche Fluoreszenz bei UEA II-FITC sichtbar. Kräftig positiv ist die Reaktion nur bei RCA II-FITC. Bei WGA-FITC beginnt die Fluoreszenz unscharf etwa in Höhe des Zellkernes und nimmt zum Lumen hin an Intensität zu.

Von den 14 angewandten, mit FITC-gekoppelten Lektinen zeigt nur RCA I-FITC keine Bindung zum perilobulären Sammelrohrsystem.

Differenzen bestehen zwischen den gleichen, aber mit unterschiedlichen Markern gebundenen Lektinen. Dies betrifft nicht nur die Intensität, sondern auch die Lokalisation und Verteilung der Lektinbindung. WGA- und UEA II-HRP, sowie UEA I- und PNA-HRP stimmen, abgesehen von der teilweise etwas kräftigeren Anfärbung der positiven Strukturen, mit ihren an FITC-gekoppelten Analogen überein. Bei Con A- und DBA-HRP sind die Lektinrezeptoren gleichfalls über das ganze Zytoplasma unter Aussparung des Zellkerns verteilt. Es sind jedoch nur einige Zellen des perilobulären Sammelrohrs positiv. Bei SBA-HRP färbt sich im Gegensatz zu FITC-SBA zusätzlich die Zellspitze. Lektinrezeptoren finden sich hier in einem kappenartigen Bereich über dem Zellkern und in geringerer Menge im apikalen Zytoplasma (Abb. 34). Eine deutliche an der luminalen Zelloberfläche bandartig auftretende Färbung, ähnlich der im distalen Tubulus, ist bei RCA I-HRP zu beobachten.

4.5.8. Medulläres Sammelrohr

Das Sammelrohrsystem besitzt für jedes unterschiedliche Lektin Rezep-

toren. Die erzielten Ergebnisse decken sich, unabhängig vom Marker, fast immer. Leichte Abweichungen treten nur bei der Bindungsstärke auf. Eine Ausnahme stellt RCA I-FITC dar, bei dem die Reaktion negativ ausfällt.

Bemerkenswert ist die Verteilung der Lektinrezeptoren. Eine gleichmäßige cytoplasmatische Fluoreszenz bzw. Färbung, die bei manchen Lektinen in Richtung Lumen an Stärke zunimmt, ist bei WGA, MPA, SBA, RCA II und RCA-I-HRP zu beobachten. Der Zellkern bleibt immer ausgespart (Abb. 37 u. Abb. 38).

Eine gleichmäßige Verteilung der Lektinrezeptoren über das Zytoplasma ist auch bei Con A festzustellen. Die Rezeptoren stellen sich in Form einer körnigen Fluoreszenz bzw. Färbung dar. Bei Con A-HRP sind die Bindungsstellen nicht, wie es bei Con A-FITC der Fall ist, in allen Zellen vorhanden. Daher erscheinen nur vereinzelt Zellen positiv (Abb. 40). Eine Affinität zu wenn auch nur wenigen Zellen des Sammelrohres besitzt auch UEA I und UEA II. Bei ersterem zeigen die wenigen positiven Zellen eine über das ganze Zytoplasma verteilte, schwache Fluoreszenz (Abb. 32), bei letzterem eine granuläre positive Reaktion (Abb. 31).

Eine Besonderheit tritt bei SBA (FITC und HRP) auf. Apikal des Zellkernes in geringem Abstand zu diesem erscheint manchmal ein kleines, sichelförmiges Gebiet, das sich durch seine stärkere Anfärbung von der "positiven" Umgebung abhebt (Abb. 39).

Die übrigen Lektine (DBA, PNA, GS II, HPA, BPA, GS I) binden sich ausschließlich an ein bestimmtes Zellgebiet, das übrige Zytoplasma bleibt dagegen ungefärbt. Dieses Gebiet liegt immer apikal des Zellkernes, entweder direkt an den Kern anschließend oder in geringem Abstand zu diesem. Es stellt sich durch eine scharf begrenzte, kappen- oder halbmondförmige Fluoreszenz bzw. Färbung dar (Abb. 30 u. 33). Die Anordnung, Form und Lage dieses positiven Gebietes decken sich mit dem Golgi-Feld.

Intensitätsunterschiede kommen nur zwischen den verschiedenen Lektinen,

nicht aber zwischen den beiden verwendeten Markern vor. So erscheint das Areal oberhalb des Zellkernes bei HPA und GS I kräftig, bei BPA, GS II und PNA (Abb. 30) deutlich und bei DBA schwach positiv (Abb. 33)

4.5.9 Ureterepithel

Auffällig ist das Verteilungsbild der Lektinrezeptoren im Epithel des Ureters. So zeigen sich die Bindungsstellen bei fast allen Lektinen, mit Ausnahme von UEA I und GS I-FITC, in Form einer apikal der Zellkernreihe hochovalen Fluoreszenz bzw. Färbung. Dieses ovale Gebiet nimmt die gesamte Zellmitte ein, erreicht aber die apikale Zellgrenze nicht (Abb. 41 u. Abb. 42).

Eine lineare Fluoreszenz bzw. Braunfärbung der luminalen Zelloberfläche tritt, zusätzlich zu dem ovalen Areal, bei WGA (Abb.45), HPA, MPA, SBA-, PNA- und RCA I-HRP auf. Bei HPA und MPA besteht manchmal, bei RCA II-FITC regelmäßig, ein fließender Übergang zwischen dem apikalen Zellkerngebiet und der Zelloberfläche. Bei den restlichen Lektinen (Con A, UEA II, DBA, SBA-FITC, PNA-FITC, UEA I, GS II, BPA und GS I), die eine positive Reaktion zeigen, bleibt die apikale Zellspitze ungefärbt und setzt sich dadurch von dem darunterliegenden, positiven Gebiet als schmaler, blasser Saum ab (Abb.43 u. 44).

Lektinrezeptoren lassen sich wiederum nur für RCA I-FITC nicht nachweisen. Dies gelingt jedoch mit demselben Lektin, gekoppelt an Peroxidase.

Die Intensität der positiven Reaktionen ist bei fast allen Lektinen entweder als deutlich oder sogar als kräftig zu bezeichnen. Lediglich UEA II und RCA II, sowie PNA- und UEA I-FITC zeigen ein etwas schwächeres Bindungsverhalten.

4.5.10. Basalmembranen der Tubulussegmente

Lektinrezeptoren in den Basalmembranen der Tubulusabschnitte sind nur für einige Lektine vorhanden. Dabei treten auch hier deutliche Unterschiede zwischen HRP- und FITC- markierten Lektinen auf.

Con A-FITC, RCA II-FITC, RCA I-HRP und WGA stellen einheitlich membranäre Strukturen dar (Abb. 25 u. 26). Dagegen tritt die Basalmembran mit Con A-HRP und RCA I-FITC nicht in Erscheinung. Eine Ausnahme macht hierbei das Lektin DBA-HRP. Eine deutlich positive Reaktion mit diesem Lektin erscheint im Rindenbereich des Lobulus. Im Markbereich ist die Reaktion schwach bis fraglich. Mit DBA-FITC sind gar keine Basallamina darstellbar. Uneinheitliche Ergebnisse wurden auch mit UEA I erzielt. Eine schwache, mehr diffuse Fluoreszenz ist nur an perfundierten Präparaten zu beobachten. Dasselbe variable Bild der Anfärbung der Basalmembran ergibt sich auch mit HRP-UEA II. Bei den perfundierten, mit UEA II-HRP inkubierten Präparaten wird die sonst sowohl bei HRP als auch bei FITC "negative" Basalmembran im Rindenbereich kräftig positiv.

Lektinrezeptoren in der Basalmembran des Ureterepithels kommen nicht vor.

4.5.11. Gefäßsystem und Bindegewebe

Wie schon die Kapillaren in den Glomerula weist auch das Endothel anderer Gefäße Rezeptoren für WGA, MPA, PNA und RCA II auf, die in Gestalt einer feinen, linearen Färbung die Gefäßlumina auskleiden. Sichtbar werden diese Bindungsstellen besonders in größeren Arterien, da die Tunica media keine Lektinrezeptoren besitzt. Die positive Tunica intima tritt dadurch deutlich hervor.

Das interstitielle Bindegewebe läßt sich vor allem mit Con A, DBA, und RCA I-HRP in diffus verteilter Form darstellen.

Bei den Lektinen WGA, HPA, MPA und RCA II ist dagegen keine eindeutige

Aussage zu treffen, da einerseits die Kapillaren und das interstitielle Bindegewebe in engem Zusammenhang stehen und andererseits Bindegewebe in der Niere nur in geringer Menge vorkommt. Daher ist nicht feststellbar, ob nun das Interstitium oder das Kapillarendothel oder beides Lektinrezeptoren besitzt.



Abb. 22: Nierenkörperchen und Strukturen im proximalem und distalem Tubulus positiv; PNA-FITC (525x)



Abb. 23: Granuläre epitheloide Zellen (→) im Vas afferens;
Con A-HRP (1340x)

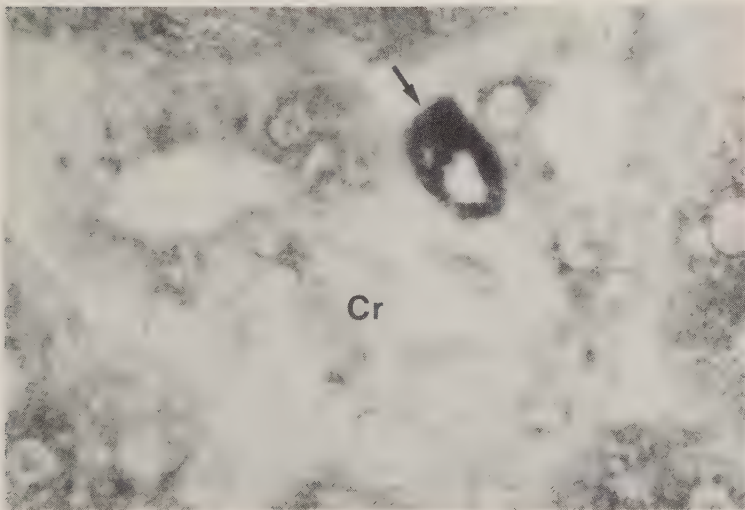


Abb. 24: Granuläre epitheloide Zellen (→) im Vas afferens;
Con A-HRP (1340x)

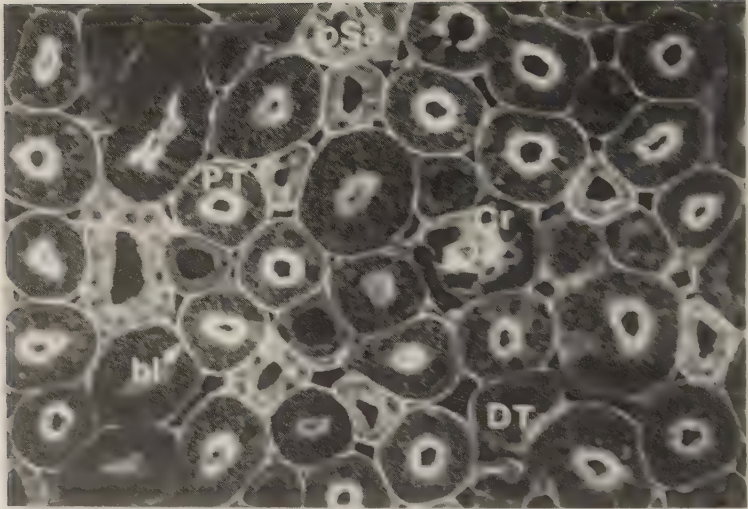


Abb. 25. Rindenzone des Nierenlapachens: RCA-II-FITC (525x)

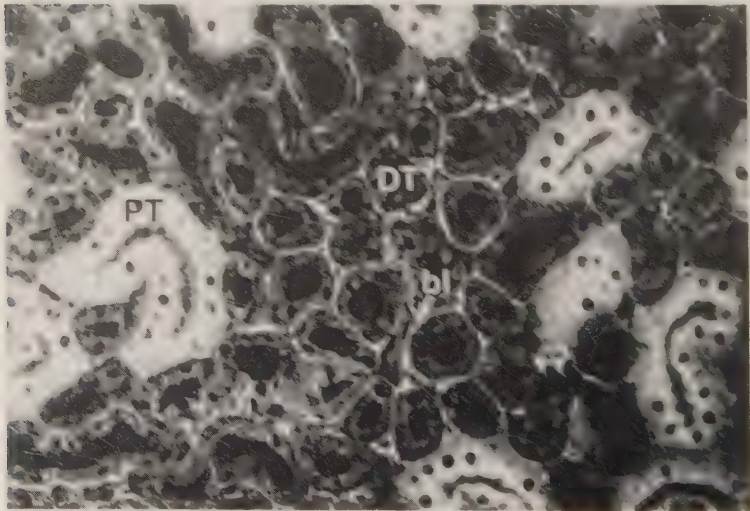


Abb. 26. Proximaler Tubulus und Strukturen im distalen Tubulus sowie Basalmembranen positiv: Con A-FITC (525x)

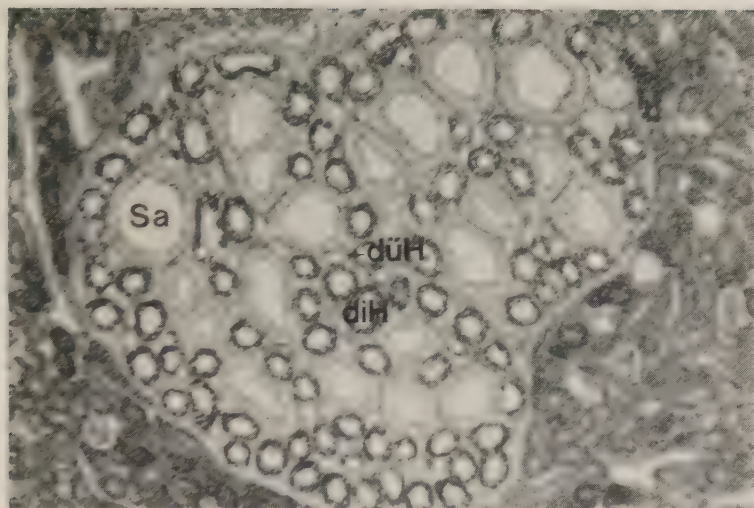


Abb. 27 Markkegel, Übersicht, dicker und dünner Anteil der Markscheife positiv; UEA-I-HRP (168x)

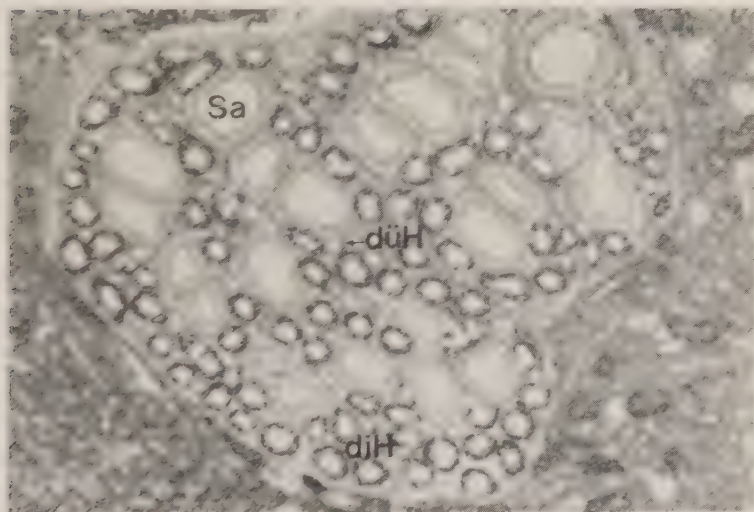


Abb. 28 Markkegel, Übersicht, dicker und dünner Anteil der Markscheife positiv; UEA-II-HRP (168x)

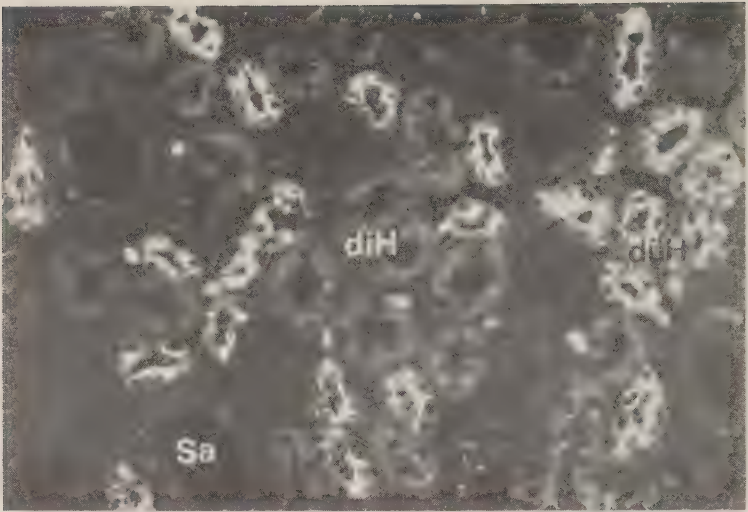


Abb. 29. Dünner Teil der Markschleife positiv, dicker Teil negativ.
Golgi-Apparat im Sammelrohr positiv; PNA-FITC (670x)

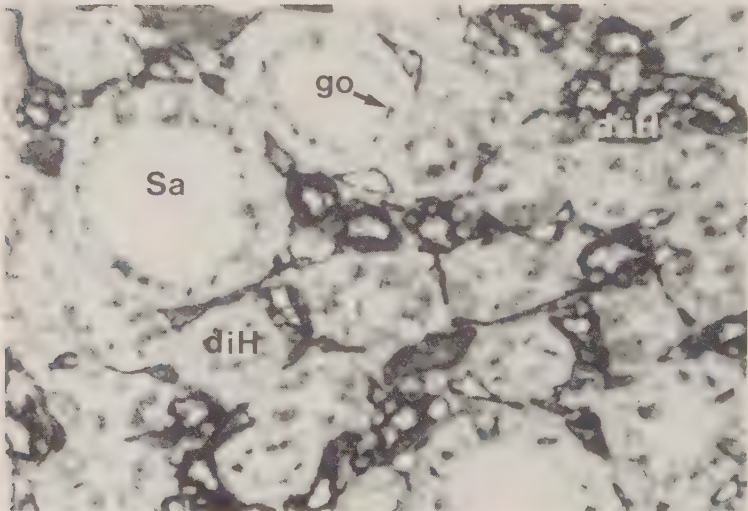


Abb. 30. Dünner Teil der Markschleife positiv, dicker Teil negativ.
Golgi-Apparat im Sammelrohr positiv; PNA-HRP (670x)

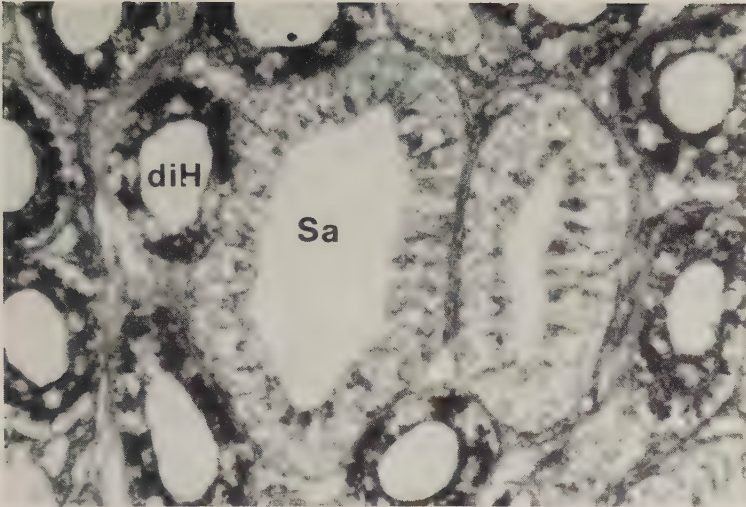


Abb. 31: Dicker Teil der Markschleife positiv, im Sammelrohr
apikaler Zellbereich schwach positiv, UEA-II-HRP (525x)

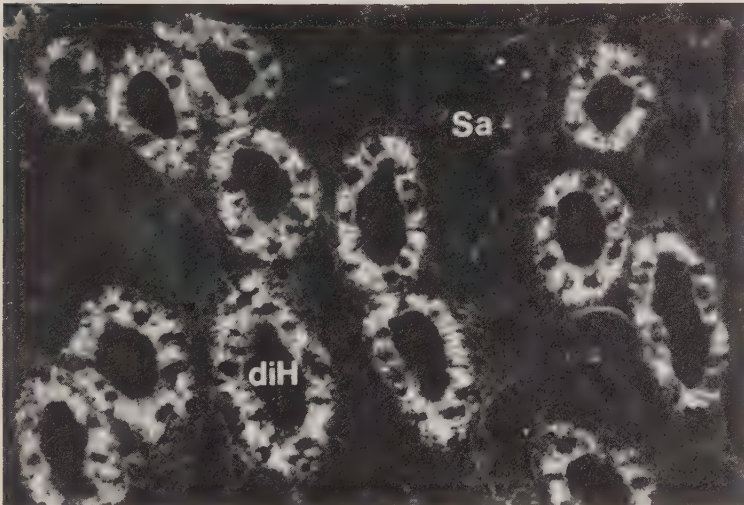


Abb. 32: Dicker Teil der Markschleife positiv, im Sammelrohr
apikaler Zellbereich schwach positiv, UEA-I-FITC (525x)

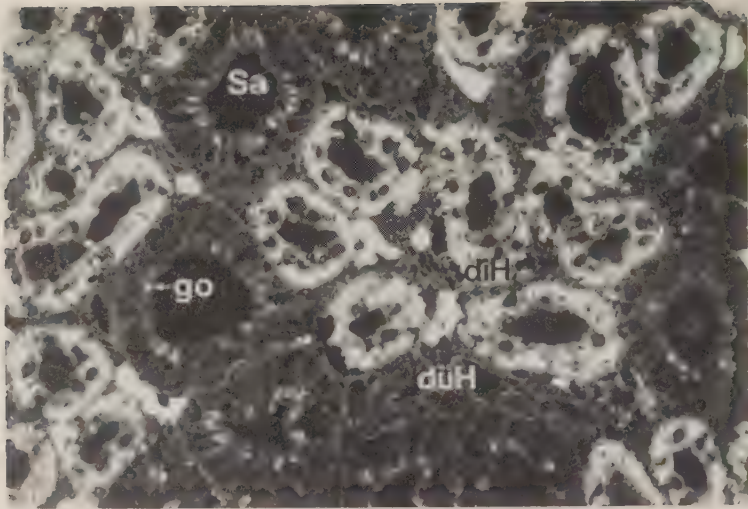


Abb. 33. Dicker Teil der Markschleife positiv, dünner Teil negativ.
Golgi-Felder im Sammelrohr schwach positiv, DBA-FITC (525x)

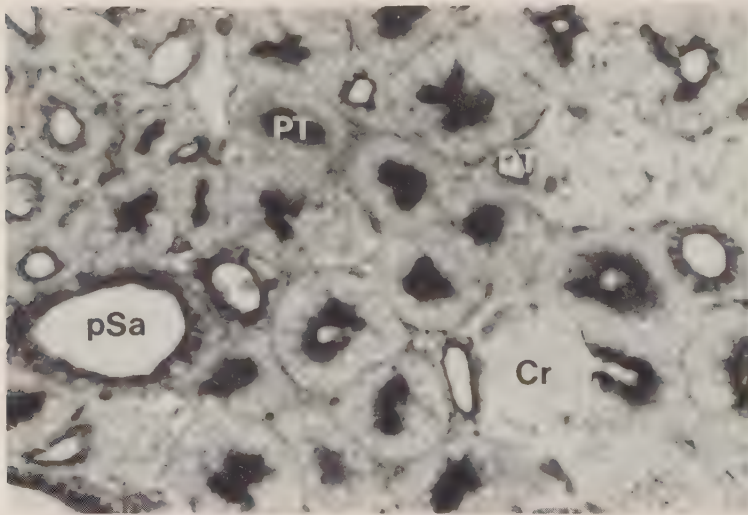


Abb. 34. Distaler Tubulus, Bürstensaum des proximalen Tubulus
und Strukturen im peritubulären Sammelrohr positiv;
SBA-HRP (530x)

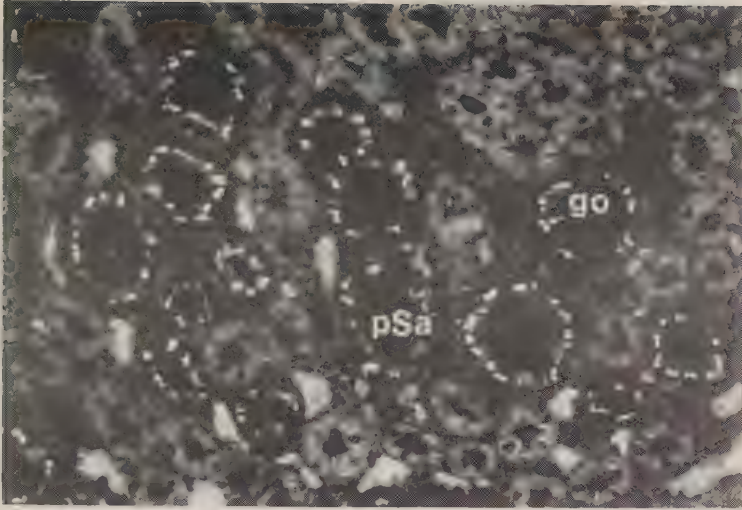


Abb. 35: Perilobuläres Sammelrohr, Golgi-Apparat positiv,
GS-II-FITC (525x)



Abb. 36: Einzelne positive Zellen im perilobulären Sammelrohr (→),
UEA-I-FITC (525x)

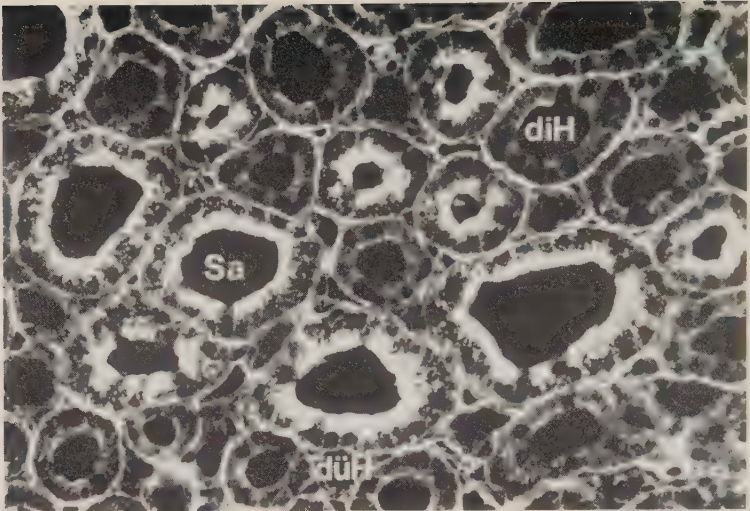


Abb. 37: Medulläres Sammelrohr kräftig, apikaler Zellbereich im dünnen und dicken Anteil der Markschleife schwach positiv; WGA-FITC (525x)

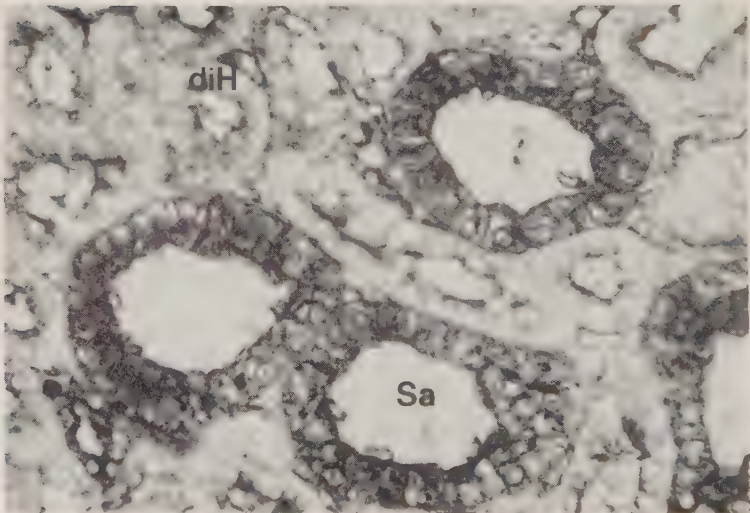


Abb. 38: Medulläres Sammelrohr kräftig, apikaler Zellbereich im dicken Teil der Markschleife schwach positiv, WGA-HRP (525x)

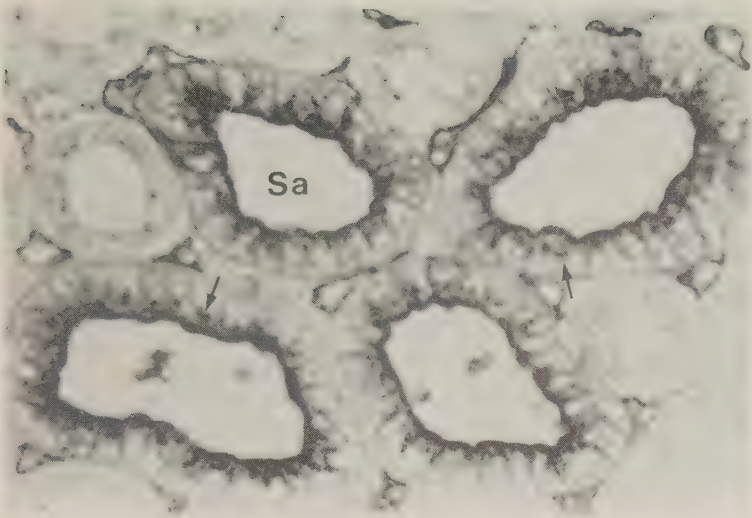


Abb. 39. Medulläres Sammelrohr, apikaler Zellbereich und Golgi-Apparat (→) positiv; SBA-HRP (670x)

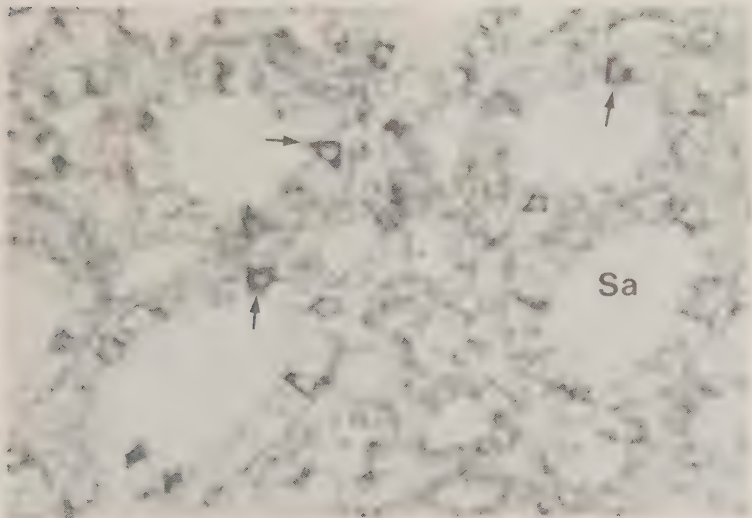


Abb. 40. Einzelne positive Zellen im medullären Sammelrohr (→); Con A- HRP (670x)

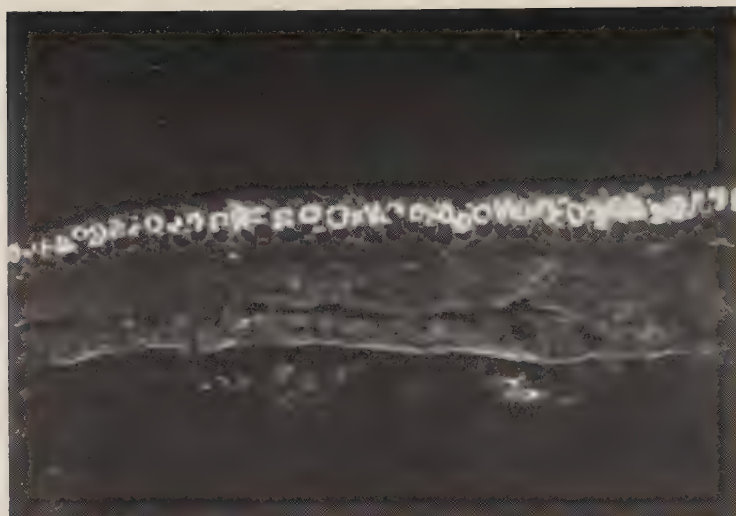


Abb. 41: Ureterepithel, SBA-FITC (525x)



Abb. 42: Ureterepithel, HPA-FITC (525x)

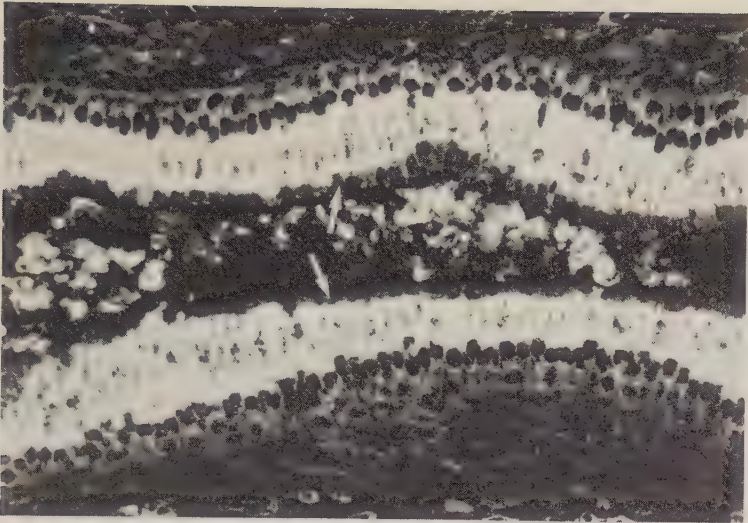


Abb. 43: Ureterepithel positiv, Zellspitze negativ (→);
Con A-FITC (525x)

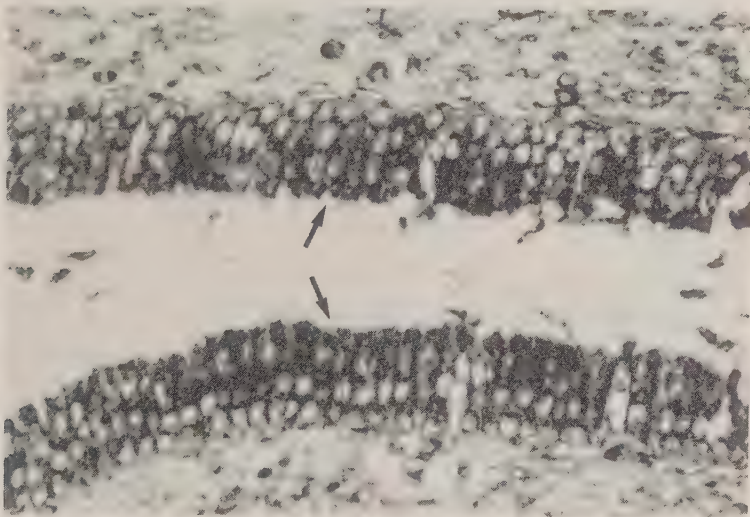


Abb. 44: Ureterepithel positiv, Zellspitze negativ (→);
Con A-HRP (670x)

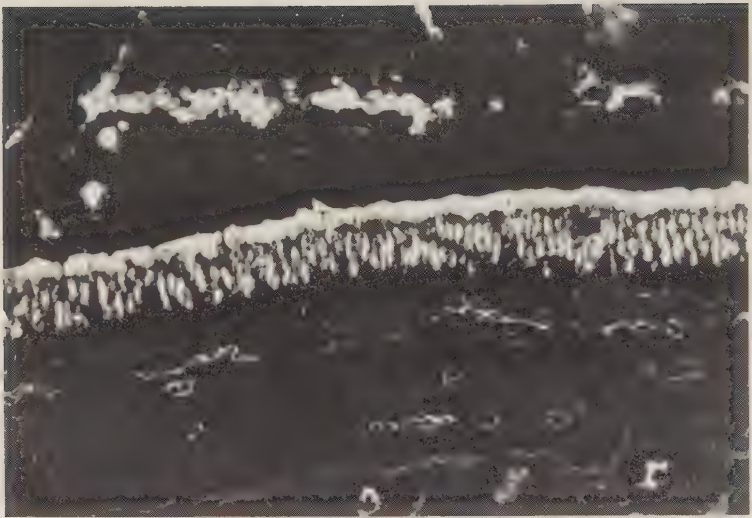


Abb. 45: Ureterepithel; WGA-FITC (525x)

5. Diskussion

Die vorliegende Arbeit befaßt sich mit der Morphologie der Niere der japanischen Wachtel (*Coturnix coturnix japonica*). Das Organ zeigt in der Licht- und Elektronenmikroskopie den allen Vogelarten gemeinsamen Grundaufbau und übereinstimmende strukturelle Gesetzmäßigkeiten. Bei genauer Betrachtung der Feinstruktur des Nephrons sind für die japanische Wachtel jedoch tierartspezifische Besonderheiten erkennbar.

Die durchschnittlichen Maße der Niere mit einer Länge von 3,3 cm und dem Längenverhältnis der drei Nierenabschnitte von 1,4 : 0,9 : 1,0 stimmen, ebenso wie Lage und Form der Niere, mit den von FITZGERALD (1969) in seinem Buch "The Coturnix Quail" gemachten Angaben überein.

In der Schnittebene zeigt sich, daß Rinden- und Markanteile des Nierenparenchyms ineinander verwoben sind. Eine Trennung in Rinde und Mark, wie beim Säugetier ist folglich nicht möglich. Die Rindenanteile überwiegen die Markanteile um fast das Doppelte. Dies ist auch von anderen Vogelarten, die in humiden Klimazonen beheimatet sind, bekannt (JOHNSON u. MUGAAS 1970, JOHNSON 1974). Obwohl ein Zusammenhang zwischen der Harnkonzentrierungsfähigkeit und der relativen Dicke der Medulla von Johnson (1974) bestritten wird, läßt sich eine Beziehung der beiden Parameter erkennen. Die japanische Wachtel lebt in gemäßigten Klimazonen. Sie ist aufgrund ihrer geringen Flugfähigkeit relativ ortsgebunden, so daß sie bei Wasserknappheit einer drohenden Dehydration mit Harnkonzentrierung unter anderem durch Verringerung der glomerulären Filtrationsrate entgegenwirken kann. Vögel, die in trockenen Gebieten beheimatet sind, besitzen einen hohen prozentualen Medullarkegelanteil in der Niere. Der Durchmesser der Markkegel und die Anzahl der darin enthaltenen Sammelrohre, sind ebenfalls größer. Die Fähigkeit der Wasserretention ist bei der

japanischen Wachtel im Vergleich zu ihren Artverwandten, wie z.B. der in Trockengebieten lebenden Helmwachtel (*Lophortyx gambelii*) (McNAAB 1969 a u. 1969 b), geringer ausgeprägt. Dies spiegelt sich im geringeren Verhältnis von Mark und Rinde bei der japanischen Wachtel. Aus der Anordnung der Markkegelelemente, die ähnlich der bei Sperlingsvögeln (*Passeriformes*) ist (JOHNSON u. MUGAAS 1970), können nur teilweise Rückschlüsse auf die Harnkonzentrierungsfähigkeit mittels Gegenstrommultiplikation gezogen werden. Die Lage der Sammelrohre, die nicht am peripheren Rand des Markzylinders anzutreffen sind, spricht für die Effizienz dieses Systems.

Ein feed-back Mechanismus zur Regulation der glomerulären Filtrationsrate der einzelnen Nephronen ist umstritten. Die morphologische Grundlage für einen solchen Mechanismus ist in Form des juxtaglomerulären Apparates bei der Wachtel gegeben, wenn auch im Vergleich zum Säugetier weniger ausgeprägt. Unterschiede des juxtaglomerulären Apparates zwischen Wachtel und Säugetier treten in der Macula densa und in den Laziszellen auf. Die Macula densa-Zellen zeigen keine Zellerhöhung, doch stimmen die Zusammendrängung der Zellkerne und die feinstrukturellen Gegebenheiten der Zellen mit den Charakteristika des juxtaglomerulären Apparates der Säugetiere (CHRISTENSEN et al. 1975 u. 1979, BARAJAS 1979) weitgehend überein. Die Befunde stehen weiterhin in Einklang mit den Ergebnissen von NICHOLSON (1982) beim Star. Die Größe des Laziszellgebietes steht in Relation zu den beim Vogel kleineren Glomerula und muß deshalb als vollständig entwickelt angesehen werden.

Der physiologische Nachweis der Existenz eines Renin-Angiotensin-Systems steht noch aus. Die Steuerung der GFR ist noch nicht geklärt, doch konnte BRAUN (1976) aufzeigen, daß bei erhöhter Kochsalzgabe die Blutzufuhr zu den RT-Nephronen auf Höhe der Vasa afferentia unterbrochen wird, wodurch eine Senkung der GFR erreicht wird.

Der Durchmesser der Nierenkörperchen der Wachtel beträgt bei

RT-Nephronen ca. 35 μm , bei MT-Nephronen etwa 70 μm . Dieser Wert stimmt nicht mit den Angaben von STURKIE (1986) überein, der den Durchmesser mit 90 – 120 μm angibt. Die Nierenkörperchen sind, verglichen mit dem Haushuhn, deren Durchmesser je nach Autor mit 35 – 117 μm angegeben wird, deutlich kleiner. Dies steht in Relation zur geringeren Nierengröße bzw. zum Nierengewicht der Wachtel. Der größere Umfang der medullären Glomerula gewährleistet eine längere Filtrationsstrecke und daraus resultierend eine höhere GFR der einzelnen Nephrone. Einen strukturellen Unterschied zwischen den Glomerula der kortikalen (RT) und medullären (MT) Nephrone konnte ich in meinen Untersuchungen weder licht- noch elektronenmikroskopisch feststellen. Es ist daher anzunehmen, daß die Abschaltung der RT-Nephronen und die Aufrechterhaltung der Filtration durch die MT-Nephronen bei Salzüberschuß oder Dehydratation in keinem Zusammenhang mit der Morphologie der Glomerula stehen. Die MT-Nephronen sind durch die längere Filtrationsstrecke und durch die Henle'schen Schleifen eher dazu befähigt, Elektrolyte auszuscheiden und die Konzentration des Harnes zu erhöhen.

Die rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen haben gezeigt, daß die größere Anzahl der Glomerula der RT- Nephronen aus nur einer einzigen, unverzweigten Kapillare bestehen. Eine Aufteilung in zwei Kapillaren, wie es RICKART (1968) beschreibt, ist bei RT- Glomerula seltener vorhanden. Auch beschränken sich die Kapillarschlingen nicht nur auf eine Kugelhälfte. Vielmehr unterliegt die Bildung der Ansa capillares keiner Regelmäßigkeit, die unterschiedlichsten Verlaufsmuster sind zu sehen. Die Anzahl der Kapillarschleifen wie der Verlauf der Kapillaren kann stark variieren. Die größeren Glomerula der MT- Nephronen erinnern mit ihrem komplexeren Aufbau an das Gefäßknäuel der Rattenniere. Aufzweigungen des Vas afferens und der Kapillaren innerhalb des Glomerulums sind hier regelmäßig zu beobachten. Ein solches Glomerulum kann aus bis zu vier

Kapillaren gebaut sein, wobei sich jede Kapillare noch einmal aufspalten kann. Dies steht im Einklang mit den Untersuchungsergebnissen von BRAUN (1982).

In den Glomerula beider Nephrontypen vereinigen sich die Kapillaren vor Austritt aus dem Nierenkörperchen wieder und bilden das Vas efferens, welches das Blut in das peritubuläre Kapillarnetz leitet. Kapillaren, die ohne Ausbildung von Ansa capillares aus dem Nierenkörperchen austreten und sich selbstständig im Kapillarnetz ergießen, wie ALI (1981) berichtet, konnte ich in meinen Untersuchungen nicht feststellen.

Der funktionelle Zusammenhang der Durchmessererweiterung der Kapillaren im Nierenkörperchen verglichen zum Vas afferens bzw. Vas efferens konnte im Rahmen dieser Arbeit nicht geklärt werden.

Die strukturelle Darstellung des Nierenkörperchens des Huhnes von PAK POY u ROBERTSON (1957) deckt sich weitgehend mit meinen Ergebnissen bei der Wachtel. Die Anordnung der Mesangiumzellen, deren feste Verbindung untereinander, die positive Reaktion der Masson-Goldner- oder Azanfärbung und die Lage der Glomerulumkapillaren um diese zentrale Zellmasse herum lassen die Vermutung zu, daß eine wesentliche Aufgabe der zentralen Zellmasse in der Bereitstellung eines Aufhängeapparates für die Kapillaren besteht. Inwieweit die Mesangiumzellen die Durchblutung des Glomerulums regulieren, ist noch offen. Die Myofibrillen im Zytoplasma der Mesangiumzellen könnten kontraktile sein, wodurch eine Änderung des Blutflusses erreicht werden konnte (BARGMANN 1977, MORILD et al. 1985 b).

Die Mesangiumzellen besitzen weiterhin die Fähigkeit zur Phagozytose. Diese Eigenschaft dient der Reinigung der Basalmembran, die bei der Filtration die entscheidende Barriere darstellt (FARQUHAR 1981). Endothelfenster treten seltener als beim Säugetier auf, wodurch die Filtration erschwert wird.

Eine Trennung des Mesangiums vom Kapselraum nur durch die Haupt-

komponente der Kapillarasalmembran, wie es PAK POY u. ROBERTSON (1957) beschrieben haben, konnte ich nicht feststellen. Vielmehr bedecken die Podozyten mit ihren Fußfortsätzen die zentrale Zellmasse bzw. die Kapillarschlingen vollständig. Weiterhin fußen die Podozytenfortsätze in Höhe der kapillarfreen Zone des Mesangiums, entgegen der Meinung von PAK POY u. ROBERTSON (1957), auf der Lamina rara externa, und nicht auf der Lamina densa der Basalmembran.

Über die feste Verbindung der Mesangiumzellfortsätze mittels Desmosomen konnte ich in der Literatur keine vergleichbare Beschreibung finden.

In meinen Untersuchungen konnte ich "Bindegewebestrabekel", die aus perikapsulären Bindegewebe und Zellen des parietalen Blattes der Bowman'schen Kapsel bestehen und den Sekretionsraum des Nierenkörperchens überbrücken, wie es ZWINGMANN (1973) beschreibt, weder in den Glomerula der RT- noch der MT-Nephronen feststellen. Es ist anzunehmen, daß es sich um ein pathologisches Erscheinungsbild handelt.

Das Glomerulum der Vögel könnte aufgrund des einfachen morphologischen Aufbaues zur Klärung offener Fragen hinsichtlich der Physiologie der Nierenkörperchens und der Funktion der einzelnen Zelltypen beitragen.

Die Beschreibung der Struktur des proximalen Tubulus des Haushuhnes von SILLER (1971) und HODGES (1974) kann anhand meiner Untersuchungen bei der Wachtel bestätigt werden. Lediglich der Durchmesser ist mit 33 µm gegenüber 40 µm etwas geringer, die Zellhöhe aber ist annähernd gleich. Eine Einteilung des proximalen Tubulus in verschiedene Segmente, wie sie beim Säugetier vorgenommen wird (BULGER et al. 1979), ist beim Vogel nicht sinnvoll, da abgesehen von einer Abnahme der basalen und lateralen Plasmalemmataeinfaltungen weder eine Änderung der Zellform noch der strukturellen Gegebenheiten auftreten. Ebenso ist die Unterscheidung in eine pars convoluta und in eine pars recta aufgrund des Tubulusverlaufes nicht zutreffend (WIDEMAN et al. 1981).

Der hohe Mitochondriengehalt der Zellen ist der Grund für die stärkere Anfärbbarkeit dieses Tubulusabschnittes bei der H.E.- und Methylenblaufärbung. Die basale Streifung wie beim Säugetier, hervorgerufen durch die Reihenanordnung der Mitochondrien in Kompartimente, konnte ich in meinen Untersuchungen, die mit MICHEL u. JUNGE (1972) übereinstimmen, beim Vogel nicht feststellen.

Der Zellkern dieser Zellen weist mit seinem hohen Gehalt an Euchromatin auf die metabolische Leistung der Zelle hin. Der dichte Mikrovillibesatz, das Terminalgerüst und das basale Labyrinth verdeutlichen die hohe Stoffwechselaktivität der proximalen Tubuluszellen. Den Zellen fällt durch selektive Resorptions- und Sekretionsprozesse eine entscheidende Rolle bei der Bereitstellung des Sekundärharnes zu. Sie sind z.B. verantwortlich für die Resorption von Glukose und für die Sekretion von Harnsäure (STURKIE 1986). Die vereinzelt zwischen dem Mikrovillisaum auftretenden Kinozilien tragen vermutlich zum Weitertransport des Harnes bei. Im Gegensatz zu SILLER (1971) konnte ich in dem sich an den proximalen Tubulus anschließenden Segment des Nephrons keine Kinozilien nachweisen.

Die Zellen des dünnen Teils der Henle'schen Schleife zeigen, ebenso wie der dicke Teil, eine einheitliche Morphologie. Der dünne Schleifenteil ist aufgrund des frühen Überganges in den dicken Teil noch vor dem Umschlagspunkt der Markschleife (JOHNSON 1979) relativ kurz. Die Bezeichnung "dünner absteigender Schleifenteil" ist deshalb nicht angebracht. Der dicke Schleifenteil besitzt sowohl einen absteigenden als auch einen aufsteigenden Teil, ohne daß sich die Morphologie der Zellen ändert. Während die Zellen des dünnen Teils eine einfache Struktur aufweisen sind die Zellen des dicken Teils komplizierter aufgebaut. Dies steht in Analogie zur funktionellen Aufgabe der Henle'schen Schleifenanteile im Gegenstrommultiplikationssystem. Die dünne Markschleife, dessen Osmolarität

mit der des Interstitiums im Gleichgewicht steht, ist für Wasser gut durchlässig. Da es sich um einen passiven Transport handelt, sind keine hohen Energieleistungen erforderlich. Dies spiegelt sich auch in der einfachen Struktur der Zelle wieder. Dagegen ist der dicke Schleifenteil für den Aufbau eines Osmolaritätsgradienten im Medullarkegel verantwortlich. Dieser Gradient wird hauptsächlich durch aktiven Transport von Natriumchlorid in das Interstitium hergestellt, Harnstoff spielt dabei keine Rolle (EMERY et al. 1972). Die bis tief in die Zelle reichenden basalen Einstülpungen, die teilweise dichte Anlagerung der Mitochondrien an diese Plasmalemmefaltungen und der allgemein hohe Gehalt an Zellorganellen stellen das morphologische Korrelat zur funktionellen Aufgabe dieses Nephronabschnittes dar.

Die Henle'sche Schleife trägt wesentlich zur Konzentrierung des Harnes und dadurch zum Wasserhaushalt der Vögel bei (EMERY et al. 1972).

Die Hauptzellen des distalen Tubulus zeigen bei den elektronenmikroskopischen Untersuchungen mit den weit in die Zellen reichenden, basalen Einfaltungen, dem Gehalt und der Verteilung an Zellorganellen und den spärlichen, kurzen Zytoplasmafortsätzen der apikalen Zelloberfläche ein für diese Zellen typisches Bild. Die Hauptzellen des distalen Tubulus weichen bei der japanischen Wachtel somit nicht von der bei anderen Vogelarten gefundenen Grundstruktur ab (SILLER 1971, HODGES 1974, NICHOLSON 1982).

In meinen Untersuchungen konnte ich einen weiteren Zelltyp, der sich morphologisch deutlich von den Hauptzellen unterscheidet, darstellen. Es handelt sich dabei um die von NICHOLSON (1982) und NICHOLSON u. KENDALL (1983) beim Star beschriebenen Schaltzellen. Die Zellen zeichnen sich durch ihren hohen Gehalt an Mitochondrien, durch kurze, basale PlasmalemmEinstülpungen, zahlreiche Vesikel im apikalen Zytoplasma und einen relativ dichten Projektionenbesatz der luminalen Zelloberfläche aus.

Strukturell ähneln sie den von HAGEGE u. RICHET (1975) bei der Ratte und von KAISLING u. KRIZ (1979) beim Kaninchen beschriebenen "dark" oder "intercalated cells". Lichtmikroskopisch lassen sich diese Zellen anhand der schwachen Anfärbbarkeit mit Alcianblau darstellen. Dasselbe Färbeverhalten erzielte auch NICHOLSON (1982) beim Star. Dagegen konnte ich die, wenn auch schwache PAS-Reaktion der Schaltzellen nicht nachweisen.

Die Saureausscheidung und die endgültige Einstellung des pH-Wertes des Harnes sind abhängig von der Verfügbarkeit von Puffersubstanzen (Bikarbonat, Phosphat und Ammoniak) im distalen Tubulus, der Funktion der H^+ -Ionenpumpe und einem Ausscheidungsmechanismus von Bikarbonat im Sammelrohr (TERAO u. TANNEN 1981). Dabei wird den Schaltzellen eine besondere Aufgabe bei der Reabsorption von K^+ und bei der Sekretion von H^+ zugesprochen (NICHOLSON u. KENDALL 1983). Dies wird zusätzlich durch die hohe Karboanhydraseaktivität dieser Zellen unterstrichen (KAISLING u. KRIZ 1979).

Die Morphologie der Schaltzellen deutet auf eine hohe funktionelle Aktivität dieser Zellen hin.

Ob es sich bei den Haupt- und Schaltzellen wirklich um zwei verschiedene Zelltypen (KAISLING u. KRIZ 1979, NICHOLSON 1982) oder aber um unterschiedliche Zustandsformen der Tubulusepithelzellen (HANCOX u. KOMENDER 1963, HAGEGE u. RICHET 1975) handelt, konnte im Rahmen dieser Arbeit nicht geklärt werden. Die selektive Trennung der Zellen durch den Einsatz von Lektinen, wie z.B. PNA und DBA, konnte für die Untersuchung der Zellmorphologie und der funktionellen Bedeutung der Einzelzelle beitragen.

Große Schwierigkeiten, den jeweils vorliegenden Nephronabschnitt eindeutig zu definieren, treten im Anschluß an den distalen Tubulus auf. CRAYEN u. THOENES (1975) beschreiben im Verbindungsstück der Ratten-

niere vier verschiedene Zelltypen: eine "Mittelstückzelle", die der Hauptzelle des distalen Tubulus entspricht, eine "Intermediärzelle", welche die morphologischen Merkmale der Hauptzelle in schwächerer Ausprägung besitzt, eine "Schaltzelle" und eine "Sammelrohrzelle". Je nach Verteilung bzw. erstem Auftreten oder erstem Verschwinden der jeweiligen Zelltypen definieren die Autoren den Beginn oder das Ende des Verbindungsstückes. KAISLING u. KRIZ (1979) fanden im Verbindungsstück des Kaninchens zwei unterschiedliche Zelltypen, eine "helle" Sammelrohrzelle und eine "dunkle" Schaltzelle, wobei letztere in zwei Manifestationen, je nach Gehalt an Vesikeln, auftritt. Im Verbindungsstück des Vogels sind bis zu drei Zelltypen nachweisbar. Die Hauptzellen des distalen Tubulus treten im Anfangsteil des Verbindungsstückes noch vereinzelt auf. Sie entsprechen den von CRAYEN u. THOENES (1975) beschriebenen Intermediärzellen. Die "dunklen" Schaltzellen nehmen zahlenmäßig zu und liegen im mittleren Drittel des Tubulusabschnittes annähernd in gleicher Anzahl wie die für das Sammelrohrsystem charakteristischen schleimsezernierenden Zellen vor. Die Darstellung von KAISLING u. KRIZ (1979), wonach zwischen den Schaltzellen jeweils eine Sammelrohrzelle liegt, kann durch meine Untersuchungen beim Vogel nicht bestätigt werden.

Da die Schaltzellen und die schleimproduzierenden Sammelrohrzellen eine Färbung mit Alcianblau eingehen, erscheint das Verbindungsstück fast einheitlich blau gefärbt, unterbrochen von wenigen Zellen, die den Farbstoff nicht annehmen. Es handelt sich dabei um die noch vereinzelt vorkommenden Hauptzellen. Bei der PAS-Färbung reagieren bei meinen Untersuchungen, im Gegensatz zu NICHOLSON (1982), die Schaltzellen nicht. Die PAS-Reaktion kann deswegen auch nicht als Kennzeichen für den Beginn des Verbindungsstückes herangezogen werden. Die konventionellen Färbemethoden eignen sich nicht für die eindeutige Abgrenzung des Verbindungsstückes. Die Kernverschiebung in die basale Zellregion, eine Erscheinung, die im Verbindungsstück der Wachtelniere im Gegensatz zu manch anderen

Vogelarten (NICHOLSON 1982), wo der Kern entweder eine zentrale oder basale Lage in der Zelle einnimmt, regelmäßig zu beobachten ist, kann deshalb zur Abgrenzung des Verbindungsstückes herangezogen werden.

Der Übergang des Verbindungsstückes ist durch die hochprismatische Form der Zellen gekennzeichnet. Die Schaltzellen treten im Anfangsteil des perilobulären Sammelrohres nur noch vereinzelt auf und sind im weiteren Tubulussystem nicht mehr nachweisbar. Die schleimsezernierenden Zellen bilden den überwiegenden Teil der Epithelzellen. Ihre Ultrastruktur unterscheidet sich weder von den Schleimbildnern des Verbindungsstückes noch von den Schleimbildnern des medullären Sammelrohres. Der große, unregelmäßige, teilweise tief eingekerbte Zellkern und der gut entwickelte Golgi-Apparat verdeutlichen die hohe Synthesekapazität dieser Zellen.

Zwischen den PAS- und Alcianblau positiven Sammelrohrzellen bleiben einige wenige Zellen im Zellverband des Epithels ungefärbt. Elektronenoptisch erscheinen diese Zellen durch das Fehlen der großen Muzinvakuolen dichter. Ein solcher Zelltyp wird auch von SILLER (1971) und HODGES (1974) beschrieben. Die Aufgabe dieser Zellen ist noch unklar, jedoch deutet die Ultrastruktur der Zellen darauf hin, daß sie eine entscheidende Rolle spielen bei der Reabsorption von Wasser und dem damit zusammenhängenden Anstieg der Osmolarität des Harnes im medullären Sammelrohr auf das drei- bis vierfache (EMERY et al. 1972). Eine ähnliche Aufgabe besitzen auch die "dunklen" Zellen im Verbindungsstück (NICHOLSON 1982). Allerdings ist eine morphologische Verwandtschaft der Zellen in keiner Weise erkennbar.

Die Sammelrohrzelle und die vakuolenfreie Zelle besitzen demgegenüber eine hohe strukturelle Ähnlichkeit. Die Sammelrohrzellen stellen, vollgepackt mit Muzinvakuolen, den gespannten Zustand der Zelle dar. Die Zellspitze wölbt sich nur gering in das Tubuluslumen vor, die apikalen Zellfortsätze sind fast verstrichen und die Zelle erscheint durch die vielen großen Vakuolen licht- und elektronenoptisch hell. Dagegen ragt die

Zellspitze nach Abgabe der Sekretionsvakuolen weit in das Lumen vor. Apikale Projektionen sind in größerer Anzahl vorhanden und die Zelle erscheint insgesamt etwas heller als die Zellen des Sammelrohres.

Die vorliegenden Befunde zeigen, trotz der weitgehend übereinstimmenden Ergebnisse mit anderen Vogelarten, die tierartsspezifische, strukturelle Eigenständigkeit des harnbereitenden und harnableitenden Systems der Niere der japanischen Wachtel auf. Weitere Untersuchungen, insbesondere zur Klärung der funktionellen Aufgaben einzelner Zelltypen in den verschiedenen Nephronabschnitten und zur Erforschung des Renin-Angiotensin-Kontrollsystems werden nötig sein. Von Interesse könnte in diesem Zusammenhang der Einsatz von Lektinen zur spezifischen Markierung und Separation einzelner Zelltypen aus dem zytologischen heterogenen Zellverband der Niere sein.

In den Nieren der japanischen Wachtel finden sich Lektinbindungsstellen in einem charakteristischen Verteilungsmuster.

Im Gegensatz zu den relativ unspezifischen Kohlenhydratnachweisen, wie der PAS-Reaktion und der Darstellung saurer Mukopolysaccharide mit Alcianblau, lassen sich mit Lektinen spezifisch ganz bestimmte Zucker nachweisen. Zunächst sollen hier die verschiedenen Faktoren diskutiert werden, die den Ausfall der histochemischen Nachweise von Lektinrezeptoren beeinflussen können.

Die Reaktion bei der Lektinbindung ist bimolekular, d.h. jedes Lektinmolekül reagiert nur mit einem Rezeptor. Alle Bindungsstellen des Lektinmoleküls, die den Zucker spezifisch binden können, sind gleichwertig zueinander und haben gleiche Affinität zu dem Rezeptor (LIENER et al. 1986). Weiter sind bei der Bindung von Lektinen an Zellglykoproteine die Bindungskonstanten wesentlich höher als für Mono- und Oligosaccharide.

Die Ursache liegt darin, daß für die nicht kovalente Bindung die Tertiärstruktur des Rezeptors und die gesamte räumliche Struktur der Bindung ausschlaggebend ist (OZAWA u. MURAMATSU 1985). Es ist anzunehmen, daß Lektine, die bezüglich ihrer Monosaccharidspezifität identisch sind, die Fähigkeit besitzen, Unterschiede in komplexeren Strukturen zu erkennen (KUNZ et al. 1984). Dies könnte die im Nierengewebe auftretenden, unterschiedlichen Bindungsmuster der Lektine aus einer einzigen Spezifitätsgruppe erklären. So zeigen die Lektine WGA, UEA II und GS II, die aufgrund ihrer Saccharidspezifität zur N-Acetylglukosamin-Gruppe gezählt werden, nicht nur Unterschiede in der Anzahl der Lektinbindungsstellen, sondern es treten erhebliche Abweichungen im Verteilungsmuster dieser Lektine innerhalb der Niere auf. Dies ist auch bei den zur N-Acetylgalaktosamin /Galaktose Gruppe gehörenden Lektinen, wie z.B. DBA, HPA, MPA und GS I der Fall. Für die Zuckerspezifität ist die räumliche Struktur der Rezeptoren maßgeblich, wobei am C_2 - und C_4 -Atom, nicht aber am C_3 -Atom des Rezeptors unterschiedliche Substituenten toleriert werden. Dadurch können Lektine mit verschiedenen Kohlenhydraten Bindungen eingehen, die sich jedoch aufgrund ihrer Affinität unterscheiden (LIENER et al. 1986). Somit kann beim histochemischen Nachweis nur bei niedriger Lektinkonzentration davon ausgegangen werden, daß die Bindung an derjenigen Kohlenhydratstruktur erfolgt ist, die als spezifisch für das Lektin angesehen wird. Jedes Lektin besitzt für die Darstellung von Bindungsstellen in Abhängigkeit des untersuchten Gewebes ein Konzentrationsoptimum. Bei höheren Lektinkonzentration im Inkubationsmedium wäre es möglich, daß ein Lektin Bindungen mit Kohlenhydraten eingeht, für die es an sich nur eine geringe Affinität besitzt. Dieses Bindungsverhalten könnte dann das manchmal diffuse Verteilungsmuster, wie z.B. bei Con A, DBA und UEA I im Nierengewebe erklären.

Grundsätzlich ist beim histochemischen Nachweis von Lektinbindungsstellen zu beachten, daß mehrere Faktoren, die in der Art des verwendeten Gewebes und in der histologischen Präparation liegen, die Lektinbindung beeinflussen können.

Leichte Abweichungen, die innerhalb ein und derselben Unterart der Tiere, wie z.B. bei meinen Untersuchungen bei *Coturnix coturnix japonica* beobachtet wurden, könnten auf biologische Schwankungen innerhalb des Untersuchungsmateriales zurückgeführt werden. SCHULTE u. SPICER (1983) konnten bei Maus und Ratte keinen Unterschied im Lektinbindungsmuster finden, während HOLTHÖFER (1983) zwischen verschiedenen Gattungen, wie z.B. bei Maus und Ratte bzw. Huhn und Wachtel erhebliche Differenzen beobachten konnte.

Zu berücksichtigen sind weiter Schwankungen in der Aktivität innerhalb einzelner Chargen von Lektinen (PLENDL u. SCHMAHL 1986). Über die Beeinflussung der Lektinbindung durch die vorangegangene histologische Präparation, insbesondere Fixierung und Einbettung liegen eine Vielzahl zum Teil gegensätzlicher Aussagen verschiedener Autoren vor. Es gibt Hinweise dafür, daß Gefrierschnitte weniger reproduzierbare Ergebnisse liefern als fixiertes Gewebe (ALLISON 1987). LE HIR u. DUBACH (1982 a), LEATHEM u. ATKINS (1983) und HAMADA (1983) dagegen plädieren, trotz der schlechteren Erkennbarkeit der Gewebestruktur, für Cryostatschnitte, um Einflüsse der Fixierungsmittel auszuschließen. Weiterhin wird vermutet, daß durch Aldehydfixation neue Lektinbindungsstellen auftreten, die in vivo nicht vorhanden sind (LE HIR u. DUBACH 1982 a). HENNIGAR et al. (1985) verneint diesen Effekt. ALLISON (1987) kommt zu dem Ergebnis, daß für fast jedes einzelne Lektin ein anderes Fixierungsmittel optimale Resultate liefert. Seiner Meinung nach ist Ethanol insgesamt betrachtet anderen Fixierungsmitteln und ebenfalls den Gefrierschnitten überlegen. Abweichungen der Ergebnisse aufgrund der Verwendung verschiedener Lektinkonjugate (HRP, FITC) beschreibt WATANABE et al. (1981), ohne aber

die Ursache dieser Erscheinung zu erläutern. Denkbar wäre eine Veränderung der räumlichen Struktur des Lektins und somit eine Veränderung der Affinität.

Der Grund für die unterschiedliche Beurteilung der Bindungsintensität ist einerseits in der subjektiven Methodik und andererseits in der schlechten Vergleichbarkeit der beiden Lektinmarker zu suchen. Erschwerend kommt bei der Auswertung schwacher Bindungsverhalten die Eigenfluoreszenz des Gewebes hinzu.

Über den Einfluß der Perfusionsfixierung auf die Lektinbindung konnte ich in der mir zur Verfügung stehenden Literatur keine Erklärung finden. Bei vier der insgesamt 22 angewendeten Lektine fand ich in meinem Material nach vorhergehender Perfusion eine Veränderung der Bindungsintensität bzw. Lokalisation der Lektinbindung verglichen zur Immersionsfixierung, wobei bei UEA II und DBA-HRP eine deutlich positive Reaktion, bei UEA I eine eher fraglich positive Reaktion der zentralen Zellmasse des Nierenkörperchens zu beobachten war.

Weiterhin ist zu berücksichtigen, daß beim histochemischen Nachweis von Lektinbindungsstellen freie Zucker, Zuckernukleotide und zum Teil Glykolipide in den Reagentien, die während des Verfahrens verwendet wurden (z.B. Alkohol, Xylol) aus den Gewebeschnitten extrahiert wurden. Zurück bleiben im wesentlichen nur die Glykoproteine und in geringerem Maße die Glykolipide. Im histologischen Präparat können vorwiegend die membranintegrierten Glykoproteine, aber auch die Muzine und strukturelle Glykoproteine mit Lektinen nachgewiesen werden. Nach biochemischen Ergebnissen zeigt die Grundstruktur der Glykoproteine charakteristische Gemeinsamkeiten. Die Kohlenhydrätketten werden dabei über eine O- oder N-glykosidische Bindung an die funktionelle Gruppe von vier Aminosäuren gekoppelt (L-Asparagin, L-Serin, L-Threonin, 5-Hydroxy-L-Lysin). Die am häufigsten nachweisbaren Zucker bzw. Aminozucker sind die überwiegend in der Kernregion der Glykoproteinseitenketten vorkommenden Mannose und

N-Acetylglukosamin, die nur in der Endregion zu findenden Fucose und N-Acetylneuroaminsäure, sowie die meist präterminal lokalisierte Galaktose. N-glykosidisch gebundene Zuckerketten sind weit verbreitet, während O-glykosidisch gebundene in den meisten Muzinen vorkommen (KÖTTGEN et al. 1979 a u. 1979 b, ALBERTS et al. 1986).

Die Synthese der Glykoproteine erfolgt in Zusammenarbeit des rauen endoplasmatischen Retikulums mit dem Golgi-Apparat. Die kompletten Glykoproteine werden in der Zelle vom Golgi-Feld aus hauptsächlich in die drei wichtigen Funktionsbereiche transportiert:

1. in die Lysosomen,
2. in die Zelloberfläche als Membranbestandteil und
3. in die Sekretgranula an die Zelloberfläche für die Sekretion

Durch die spezifische Anlagerung von Lektinen an Glykoproteine in unterschiedlicher Lokalisation innerhalb der Zelle können bedingt Rückschlüsse auf die Zusammensetzung von Zuckerketten bzw. den Ort der Synthese gezogen werden (PAVELKA u. ELLINGER 1985).

Jedes in dieser Arbeit angewandte Lektin zeigt ein charakteristisches Verteilungsmuster.

Der Glomerulumfilter hat die Aufgabe, Blut unter Zurückhaltung von Proteinen und korpuskulären Bestandteilen zu filtrieren, wobei nicht nur die Größe des Moleküls, sondern auch dessen Ladung eine entscheidende Rolle spielt. Die negative Ladung in der glomerulären Basalmembran wird primär durch Glykosaminoglykanmoleküle der Proteoglykane aufrecht erhalten. Dabei ist besonders das Glykosaminoglykan Heparansulfat beteiligt. Weiterhin spielt der an der Oberfläche von endothelialen und epithelialen Zellen lokalisierte sialinsäurereiche Glykokalix, besonders für die Aufrechterhaltung der Podozytenfußfortsätze, eine wichtige Rolle (FARQUHAR 1981). Die deutliche Bindung von WGA im Bereich der Basalmembranen der Glomerula könnte einerseits auf den hohen Gehalt an

Heparansulfat zurückgeführt werden. Andererseits soll sich WGA vorzugsweise auch an Sialinsäure binden (MONSIGNY 1980), da nach Neuraminidaseverdauung keine positive Reaktion mit WGA zustande kommt. Dagegen zeigt sich nach Neuraminidaseverdauung eine starke Bindung von PNA, die von anderen Autoren (HOLTHÖFER et al. 1981, FARAGGIANA et al. 1982) in den Glomerula festgestellt wurde. Möglicherweise besitzt die Podozytenoberfläche ein Oligosaccharid, das Sialinsäure-Galaktose in terminaler Stellung enthält (SCHULTE u. SPICER 1983). Im Unterschied zu HOLTHÖFER (1983), der diese Gegebenheit der beiden Lektine auch bei der Wachtel (Gattung *Coturnix*) festgestellt hat, färben sich in meinen Untersuchungen die Glomerula auch ohne vorherige Neuraminidaseinkubation mit PNA, wobei die Bindung meiner Ansicht nach an der glomerulären Basalmembran erfolgt. Ein ähnliches Ergebnis erzielte auch MURATA et al. (1983) an Schnitten von Affennieren. Es bestehen meiner Meinung nach weitaus über die Tiergattungen hinaus auch artspezifische Unterschiede im Bindungsverhalten dieser Lektine. Der deutliche Reaktionsausfall beim histochemischen Nachweis von HPA-, MPA-, RCA II- und DBA-Bindungsstellen im Bereich der Glomerula wird von KUNZ et al. (1984) auf das in der Glykokalix der Podozytenfußfortsätze vorkommende Kohlenhydrat N-Acetylgalaktosamin zurückgeführt. Andere Lektine, wie SBA, die ebenfalls spezifisch für diesen Zucker sind, zeigen keine Bindung. Dies konnte entweder auf der Stellung des Zuckers in der Oligosaccharidkette oder in der unterschiedlichen Affinität der einzelnen Lektine zu N-Acetylgalaktosamin begründet sein. Mit Con A und GS II kommt es zur selektiven Anfärbung von Podozyten in einem Teil der Glomerula, wobei die Bindung gleichfalls durch die Podozytenmembran erfolgen dürfte. Ob diese beiden Lektine als Marker für bestimmte funktionelle Zustände von Podozyten verwendet werden könnte, erfordert weitere ultrastrukturelle und biochemische Untersuchungen.

Bei Senkung des Blutplasmavolumens und bei diätetisch bedingten Natriummangel wurde festgestellt, daß der Plasmaspiegel von Aldosteron und Angiotensin II, bzw. die Plasmareninaktivität beim Vogel ansteigt (TAYLOR et al. 1970, CHAN u. HOLMES 1971, RADKE et al. 1984 u. 1985). Aufgrund dieser Tatsache wird angenommen, daß die Aldosteronsekretion beim Vogel ebenfalls durch das Renin-Angiotensin-System kontrolliert wird (NISHIMURA 1985, HARVEY et al. 1986). Renin enthaltende Zellen sind immunohistochemisch mit Antiserum bei Huhn und Ente sowohl in der Tunica media der Vasa afferentia als auch in der glomerularen mesangialen Region von KON et al. (1986) nachgewiesen worden. In meinen Untersuchungen konnte ich mit Con A eine selektive Darstellung dieser Zellen nachweisen. Die Lokalisation dieser epitheloiden granularen Zellen beschränkte sich hierbei auf die Vasa afferentia, das Mesangium zeigte keine Reaktion. Con A konnte daher als spezifischer Marker für die Separation dieser Zellen verwendet werden.

In diesem Zusammenhang ist das Bindungsverhalten von SBA interessant. SBA markiert die Zellen der Macula densa. An dieser Stelle wird ein Informationsaustausch zwischen dem distalen Tubulus und dem Glomerulum vermutet, der für die Regulation der Glomerulumzirkulation und der renalen Autorregulation wichtig sein konnte (KAISLING et al. 1977, BARAJAS 1981, MORILD et al. 1985 b).

Der ausgeprägte Burstensaum des proximalen Tubulus bewirkt durch Oberflächenvergrößerung eine wesentliche Voraussetzung für die intensiven Resorptions- und Sekretionsprozesse dieses Tubulusabschnittes. Bei der PAS-Reaktion reagieren die apikalen Mikrovilli stark positiv. Beim histochemischen Nachweis von Bindungsstellen für WGA, SBA, RCA I und RCA II ist eine stark positive Reaktion im Burstensaum zu erkennen, die gleichfalls auf einen hohen Glykoproteingehalt dieser apikalen Zelldifferenzierungen hinweist. Bei der Ratte lassen sich im

Membranmaterial auf dem Bürstensaum elf Glykoproteine, darunter verschiedene Peptidasen, durch biochemische Analysen nachweisen (GLOSSMAN u. NEVILLE 1971). Der Bürstensaum des proximalen Tubulus besitzt damit ein differenziertes Glykoproteinmuster, das wesentlich komplexer als in anderen Membranbereichen ist. Dies macht die funktionelle Bedeutung des Bürstensaumes bei der Reabsorption von bestimmten Substanzen und bei der Kontrolle von tubulären Transportmechanismen verständlich (MURATA et al. 1983). Die starke Reaktion des Bürstensaumes auf RCA I und RCA II beruht auf dem reichen Vorkommen an terminaler α - und β -Galaktose. Die deutliche Reaktion von SBA ist insofern auffällig, da andere Lektine mit gleicher Zuckerspezifität (N-Acetyl-galaktosamin), wie MPA und BPA, keine Bindung zeigen. Bindungsstellen für WGA lassen sich nicht nur im Bürstensaum des proximalen Tubulus, sondern auch in seinem Zytoplasma und in allen anderen Abschnitten des Nephrons nachweisen. Dieses Verteilungsmuster beruht darauf, daß WGA N-Acetyl-D-Glukosamin nicht nur in terminaler Position, sondern auch in der Kernregion eines komplexen Kohlenhydratmoleküls bindet. Die Reaktion im Zytoplasma der proximalen Tubuluszellen, die auch bei Con A beobachtet werden kann, bzw. die granuläre Reaktion im Zytoplasma, die bei WGA und PNA, auftritt, ist wahrscheinlich durch Lysosomen bedingt und kann als Ausdruck einer hohen Resorptionskapazität des proximalen Tubulus gewertet werden.

Die Bindung von PNA im Bereich des proximalen Tubulus steht im Widerspruch mit den Ergebnissen von Holthöfer (1983), der bei der Wachtel und beim Huhn in diesem Tubulusabschnitt keine Bindungsstellen für PNA nachweisen konnte. Doch gehen die Ergebnisse mehrerer Autoren in diesem Punkt auseinander. So konnten LE HIR u. DUBACH (1982 a) bei der Ratte, STOWARD et al. (1980) bei der Maus und SCHULTE u. SPICER (1983) bei beiden Tieren eine positive Reaktion nachweisen, während HOLTHOFER (1983) nur bei der Ratte ein solches Ergebnis erzielt. Die Bindung von PNA

an terminale β -Galaktosyl- und Galaktosaminreste im Bürstensaum des proximalen Tubulus, wofür eine freie Hydroxyl- oder Aminogruppe am C_2 -Atom notwendig ist (STOWARD et al. 1980), steht in Einklang mit der Reaktion von RCA I und RCA II.

Die selektive Anfärbbarkeit des dünnen Anteils der Henle'schen Schleife mit PNA ist auch von LE HIR u. DUBACH (1982 b) beim Kaninchen und von VIERBUCHEN et al. (1980) beim Menschen beobachtet worden. Dieses Verhalten von PNA kann für die Isolierung und Charakterisierung der spezifischen Zelltypen dieses Tubulusabschnittes von Bedeutung sein. Mit DBA-FITC konnte der dicke Anteil der Medullarschleife selektiv dargestellt werden. Hierbei aber sind wiederum die tierartlich unterschiedlichen Ergebnisse zu berücksichtigen, da z.B. HAMADA (1983) bei der Ratte DBA als geeigneten Marker für den distalen Tubulus aufgrund der negativen Reaktion der Medullarschleife hält. HENNIGAR et al. (1985) erzielt beim Menschen sowohl mit PNA als auch mit DBA eine Färbung in diesem Tubulusabschnitt.

Berichte über ein in der dicken aufsteigenden Schleife gebildetes und sezerniertes Glykoprotein, das Tamm-Horserfall-Protein (FLETCHER et al. 1970), liegen beim Vogel nicht vor. Die in meiner Arbeit erzielten Ergebnisse lassen aber vermuten, daß in der Niere des Vogels ein Glykoprotein von ähnlicher Zusammensetzung sezerniert wird. Dafür spricht auch die bei einigen Lektinen granuläre oder punktförmige Anfärbbarkeit des apikal des Zellkernes gelegenen Zytoplasmas, die auf die rege Glykoproteinsynthese im Golgi-Apparat und auf glykoproteinhaltige Transportvesikel deutet.

Viele der in dieser Arbeit angewandten Lektine binden sich mit den Hauptzellen des distalen Tubulus. Es ist trotzdem auffällig, daß bei einigen

Lektinen nicht alle Zellen des distalen Tubulus eine positive Reaktion mit den Lektinen zeigen und daß die Lektinbindung im Gebiet des Golgi-Feldes erfolgt. Die Färbung erscheint punktförmig um den Zellkern. Das unterschiedliche Bindungsverhalten der Zellen könnte durch die Schnittebene und Schnittdicke bedingt sein, wobei nicht immer der Golgi-Apparat angeschnitten ist. Andererseits könnte dies auch Ausdruck der Zellheterogenität bzw. verschiedener funktioneller Stadien der Zellen im distalen Tubulus bis hin zum Sammelrohr sein. Neben den Hauptzellen treten am Ende des distalen Tubulus die Schaltzellen auf, die sich durch einen Glykokalix aus sauren Glykoproteinen von den Hauptzellen unterscheiden (GRIFFITH et al. 1968). Das Vorkommen solcher Zellen wird auch in der Alcianblaufärbung deutlich, da einige Zellen den Farbstoff annehmen. Fast gleichzeitig mit den Schaltzellen erscheint ein dritter Zelltyp, die schleimsezernierenden Zellen. Das Harnmucin enthält saure und neutrale Mukopolysaccharide. Dies kommt schon in der PAS-Färbung zum Ausdruck. Durch diesen Zelltyp, der im weiteren Tubulusverlauf immer häufiger vertreten ist, wird die histochemische Unterscheidung der Haupt- und Schaltzellen anhand von Lektinbindungsstellen erschwert, wie es unter anderem von LE HIR u. DUBACH (1982 a u. 1982 b) für die Ratte und für das Kaninchen, von SCHULTE u. SPICER (1983) für Maus und Ratte und von HENNIGAR et al. (1985) für den Menschen beschrieben wird.

Trotzdem zeigen manche Lektine ein so markantes Verteilungsmuster, daß eindeutige Rückschlüsse auf den Zelltyp gezogen werden können. Bei DBA, PNA und GS I tritt die im distalen Tubulus noch spärlich positive Reaktion in mehreren Zellen im Verbindungsstück auf. Im perilobulären Sammelrohr lassen fast alle Zellen Bindungsstellen für die drei Lektine erkennen. Die Verteilung und die Affinität dieser Lektine zu N-Acetylgalaktosamin lassen vermuten, daß sie eine selektive Bindung mit den Schaltzellen eingehen. Dagegen nimmt die Zahl der UEA II-HRP positiven Zellen ab. Im

distalen Tubulus zeigt noch jede Zelle Bindungsstellen für UEA II-HRP, im Sammelrohr aber sind nur noch einige wenige Zellen positiv. Dieses Bindungsverhalten stimmt mit dem Verteilungsmuster der Hauptzellen des distalen Tubulus bzw. der vakuolenfreien Zellen des Sammelrohres überein. Im Gegensatz zu HOLTHÖFER et al. (1987) konnte ich in meinen Untersuchungen mit dem Lektin DBA-HRP weder am basolateralen Plasmalemm noch an der luminalen Seite der Hauptzellen eine histochemische Reaktion beobachten. HOLTHÖFER et al. (1987) bringt seine positiven Ergebnisse mit Transportmechanismen für den Austausch von intrazellulären Natrium mit extrazellulärem Kalium in Zusammenhang. Dagegen stimmt die als schwach beschriebene DBA-Bindung mit den Schaltzellen, die aufgrund ihres hohen Carboanhydratasegehaltes morphologisch identifiziert wurden, mit meinen Ergebnissen überein.

Im Verbindungsstück bzw. im perilobulären Sammelrohr treten bei MPA, BPA und RCA II erstmals positive Zellen auf. Dies kann auf die schleimbildenden Zellen zurückgeführt werden. Die histochemische Unterscheidung von Muzinzellen und Schaltzellen bzw. von Muzinzellen und den vakuolenfreien Zellen im Sammelrohrsystem ist aufgrund der biochemischen Zusammensetzung der Glykoproteine nicht mehr möglich.

Die spezifische Bindung einzelner Lektine durch die vier unterschiedlichen Zelltypen der distalen Anteile des Nephrons und der harnableitenden Wege erfordert weitergehende cytochemische Untersuchungen, da sich nur im Elektronenmikroskop die einzelnen Zellen eindeutig voneinander differenzieren lassen.

Das bei manchen Lektinen in den Zellen granuläre Erscheinungsbild, wie es z.B. bei WGA zu sehen ist, beruht auf der Reaktion der Lektine auf die in Transportvesikeln verpackten Glykoproteine. Häufig ist ein kappenförmiger Bezirk im juxtanukleären Bereich positiv, der dem Golgi-Apparat entsprechen dürfte, in dem die im rauhen endoplasmatischen Retikulum synthetisierten Glykoproteine durch Anlagerung weiterer Zucker modi-

fiziert werden. Die kappenartige positive Reaktion im Bereich des Golgi-Apparates tritt sowohl im perilobulären als auch im Markkegelsammelrohr auf. Bei Letzterem ist häufig auch noch der apikale Zytoplasmabereich positiv. Dies deutet auf eine unterschiedliche Zusammensetzung in der Endregion der Oligosaccharidketten hin.

Die Synthese und Sekretion von Muzin setzt sich in den apikal gelegenen Zellen des Ureterepithels fort. Die basale Zellreihe des Epithels ist dagegen an der Schleimproduktion nicht beteiligt. Bei den gebildeten Glykoproteinen handelt es sich um saure und neutrale Mukopolysaccharide, die in großer Menge zur Stabilisierung der kolloidalen Dispersion der Harnsäure und zum Schutz vor mechanischen Irritationen der harnableitenden Wege durch unlösliche Präzipitate gebildet werden. Die Zusammensetzung der Muzine umfaßt eine Vielzahl von Zuckermolekülen. Dies wird auch durch meine histochemischen Untersuchungen deutlich, die eine positive Reaktion bei allen angewandten Lektinen, mit Ausnahme von RCA I-FITC, ergaben. Da RCA I-FITC sich an keinen Abschnitt des Nephrons bindet, ist anzunehmen, daß andere Faktoren als die Zuckerspezifität dafür verantwortlich sind.

Die Basalmembranen der Tubuli enthalten, neben den Makromolekülen Kollagen, Elastin und Proteoglykan, mehrere andere wichtige Glykoproteine, wie z.B. Laminin und Fibronektin. Letzteren wird eine adhäsive Wirkung zugesprochen. Die Basalmembran dient im allgemeinen zur Abgrenzung von Bindegewebsgebieten von nichtbindegeweblichen Elementen (HAY 1986). Die Kohlenhydratanteile in der Basalmembran sind jedoch nicht konstant. PNA reagiert z.B. mit dem parietalen Blatt der Bowman'schen Kapsel, nicht aber mit der Basalmembran der Tubuli. DBA zeigt eine starke Bindung zu den Basalmembranen der im Rindenbereich gelegenen Tubulusabschnitte, besonders des proximalen und des distalen Tubulus, während im Markkegel nur eine sehr schwache Affinität vorhanden ist. Ähnliche Beobachtungen

macht auch HOLTHÖFER et al. (1981) an der Niere des Menschen. Dies könnte durch die unterschiedlichen Aufgaben im Stofftransport zwischen Kapillaren und Tubulolumen im Rinden- und Markbereich des Lobulus bedingt sein. Die eindeutigen Reaktionen von WGA, Con A, RCA I und RCA II sind wahrscheinlich auf die, besonders in Fibronektin und Laminin vorkommenden Zuckermoleküle Mannose, Galaktose und Sialinsäure (HAY 1986) zurückzuführen.

Das Interstitium der Niere zeigt nur für die Lektine Con A, DBA, WGA und RCA I eine größere Zahl an Bindungsstellen. Die positive Reaktion ist dabei wahrscheinlich auf das Kollagen des Bindegewebes zurückzuführen. Die Kapillaren im Interstitium lassen sich in meinen Untersuchungen mit MPA und PNA gut darstellen. HOLTHÖFER (1983) stellte dagegen eine Affinität von PNA zum Gefäßendothel beim Huhn, nicht aber bei der Wachtel fest. UEA I dient als spezifischer Marker für die Gefäßendotheldarstellung beim Menschen (BORISCH et al. 1983). Nach den in meiner Arbeit erzielten Ergebnissen kann UEA I aber aufgrund der stets negativen Reaktion bei der Wachtel, ebenso wie bei Ratte und Maus (SCHULTE u. SPICER 1983), nicht als Endothelmarker eingesetzt werden. Gleichfalls trifft die spezifische Darstellbarkeit der Gefäßendothelien mit dem Lektin DBA, wie von PLENDL u. SCHMAHL (1986) beschrieben, nach meinen Untersuchungen bei der Wachtel nicht zu.

Zusammengefaßt stellt die angewandte histochemische Technik mit markierten Lektinen in Kombination mit herkömmlichen histochemischen und immunohistochemischen Methoden eine Ergänzung dar, die die morphologische Beurteilung normaler Strukturen in der Niere der Wachtel deutlich verbessert. Einige der Lektine zeigen ein sehr charakteristisches Verteilungsmuster ihrer Bindungsstellen. Mit diesem Muster können

spezifische Strukturen der Niere, wie z.B. die epitheloiden granulären Zellen (Con A) oder der dünne Teil der Medullarschleife (PNA), sicher und einfach erfaßt werden. Der Einsatz von Lektinen in Kombination mit immunohistochemischen Verfahren läßt auch erwarten, daß funktionelle Zusammenhänge in der Niere besser mit morphologischen Befunden korreliert werden können als bisher. Die vergleichende Methode könnte für die detaillierte Untersuchung der mit den Lektinen reagierenden Zelltypen und der in diesen Zellen vorhandenen Mechanismen, beispielsweise für die Aufrechterhaltung der funktionellen Polarität, wertvoll sein.

6. Zusammenfassung

Anhand von licht- und elektronenmikroskopischen Präparaten wurde die Morphologie der Niere von 40 japanischen Wachteln untersucht. Insbesondere erfolgte dabei eine Beschreibung der Glomerula und der Epithelien im Verlauf des Nephrons unter Berücksichtigung der Nierenphysiologie. Zur Darstellung des Kapillarverlaufes im Glomerulum dienten Korrossionspräparate und rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen. Vorkommen und Verteilung von Kohlenhydratstrukturen im Nierengewebe wurden mittels FITC- und Peroxidase-markierter Lektine untersucht. Die Ergebnisse wurden mit Angaben aus der Literatur mit anderen Vogelarten und Säugetieren verglichen und können folgendermaßen zusammengefaßt werden:

Die Morphologie des harnbereitenden und harnableitenden Systems der japanischen Wachtel entspricht weitgehend der anderer Vogelarten.

Der strukturelle Aufbau der Nierenkörperchen des medullären und kortikalen Nephrontypes ist identisch. Beide Nephrontypen besitzen einen juxtaglomerulären Apparat.

Das Glomerulum des kortikalen Nephrontyps wird hauptsächlich durch eine einzige, unverzweigte Kapillare gebildet.

Die einzelnen Nephronabschnitte, insbesondere das Verbindungsstück, wurden charakterisiert und voneinander abgegrenzt. Das Verbindungsstück ist durch die basale Lage des Zellkernes im isoprismatischen Epithel gekennzeichnet.

Die im distalen Tubulus auftretenden Schaltzellen wurden auf ihr Färbeverhalten untersucht. Die Reaktion mit Alcianblau kann zur Identifizierung dieser Zellen herangezogen werden.

Die histochemische Reaktion der Lektine wurde im Hinblick auf die Verteilung der Lektinbindungsstellen ausgewertet. Jedes Lektin zeigt in der Niere der Wachtel ein für sich charakteristisches Verteilungsmuster. Der histochemische Nachweis von Lektinbindungsstellen ist dabei von verschiedenen Faktoren abhängig, die eingehend diskutiert werden.

Unter Berücksichtigung der im Schrifttum aufgeführten Angaben wird deutlich, daß ein Vergleich des Verteilungsmusters der Lektinbindungsstellen in der Niere nur innerhalb ein und derselben Tierart möglich ist.

Weiterhin ergab sich, daß manche Lektine als spezifische Marker für definierte Nephronabschnitte oder Zelltypen eines Tubulusabschnittes verwendet werden können. So geht Con A eine selektive Bindung mit den Renin enthaltenden Zellen der Tunica media des Vas afferens ein, während SBA die Zellen der Macula densa kennzeichnet. PNA markiert den dünnen Anteil, DBA den dicken Anteil der Markschleife.

Die histochemische Technik, insbesondere mit markierten Lektinen, bietet die Möglichkeit, Strukturen in der Niere sicher und einfach zu erfassen. Lektine sind daher als spezifische Marker für weitere Untersuchungen von Nierenmorphologie und Nierenphysiologie von zunehmender Bedeutung.

Summary

Histological, histochemical and ultrastructural investigations of the kidney of japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*)

The morphology of the kidney of 40 japanese quails was investigated using light and electron microscopical techniques. Corrosion casts and scanning electron microscopy were used for the demonstration of the course of the glomerular capillaries. The presence and distribution of carbohydrate structures in kidney tissue was examined by means of FITC- and horseradish peroxidase-labeled lectins. The results were compared with other species of birds and with mammals with statements of specific literature and can be summarized as follows

The morphology of the urinary system of the japanese quail largely corresponds to that of other birds.

The structure of the mammalian-type and reptilian-type glomeruli is identical. Both nephron types have a juxtaglomerular apparatus.

The reptilian-type glomerulus is mainly shaped by one single, unbranched capillary.

The segments of the nephron, especially the connecting tubule, were characterized and defined. The characteristic feature of the connecting tubule is the basal position of the nucleus of the isoprismatic cell

The "dark" cells of the distal tubule were examined with regard to their characteristics by means of histological techniques. The alcianblue method can be used for the identification of these cells.

The histochemical reaction of lectins was interpreted with regard to the distribution of lectin binding sites. Each lectin shows a characteristic binding pattern in the kidney of the quail. The histochemical demonstration of lectin binding sites depends on several facts which are discussed.

Considering the literature on this subject, it is clear that the distribution pattern of lectin binding sites can only be compared within one and the same animal species.

Furthermore the results showed that some lectins can be used as specific markers for defined segments of the nephron or for cell types of one segment. Thus Con A selectively binds to the Renin-containing cells of the tunica media of the vas afferens, while SBA characterizes the cells of the macula densa. PNA marks the thin limb, DBA the thick limb of the nephron.

The histochemical technique, especially with lectins, renders the possibility to demonstrate the structures of the kidney in a simple and secure way. The importance of lectins as specific markers for further examinations of the morphology and physiology of the kidney will therefore increase.

7. Abkürzungen

Å	:	Angström
A.	:	Arteria
Aa.	:	Arteriae
Abb.	:	Abbildung
AVT	:	"arginine vasotocine"
BS	:	Bürstensaum
CA	:	Kapillare
cmE	:	Zellmembraneinfaltungen
Cr	:	Corpusculum renale
D	:	dunkle Zelle
DAB	:	Diaminobenzidin
de	:	Desmosom
diH	:	dicker Teil der Markschleife
dist.	:	distal
DT	:	distaler Tubulus
düH	:	dünner Teil der Markschleife
EN	:	Endothelzelle
ER	:	endoplasmatisches Retikulum
FITC	:	Fluorescein-Isothiocyanat
GAH	:	Glutaraldehyd
GFR	:	glomeruläre Filtrationsrate
go	:	Golgi-Apparat
gr	:	Granula
H	:	Hauptzelle
H.E.	:	Hämalaun-Eosin-Färbung
HRP	:	Meerrettichperoxidase
icf	:	Interzellulärmaterial
IT-Nephron	:	"intermediate type" Nephron
ki	:	Kinetosom
KR	:	Kapselraum
LU	:	Lumen
MD	:	Macula densa
ME	:	Mesangiumzelle
mi	:	Mitochondrien
MT-Nephron	:	medulläres oder "mammalian type" Nephron
mv	:	Mikrovilli
nu	:	Nukleus
nuc	:	Nukleolus
PAS	:	Perjodsäure-Schiff-Färbung
pB	:	parietales Blatt der Bowmanschen Kapsel

PBS	:	"phosphate buffered saline"
PO	:	Podozyt
POF	:	Podozytenfußfortsätze
prox.	:	proximal
pSa	:	perilobuläres Sammelrohr
PT	:	proximaler Tubulus
PVP	:	Polyvinylpyrrolidon
rer	:	rauhes endoplasmatisches Retikulum
RT-Nephron	:	kortikales oder "reptilian type" Nephron
S	:	schleimsezernierende Zelle
Sa	:	Sammelrohr
V.	:	Vena
V. aff.	:	Vas afferens
vB	:	viszerale Blatt der Bowmanschen Kapsel
vc	:	Vakuole
V. eff.	:	Vas efferens
VS	:	Verbindungsstück
Vv.	:	Venae
zo	:	Zonula occludens ("tight junction")

Lektine:

BPA	:	Bauhinia purpurea
Con A	:	Canavalia ensiformis
DBA	:	Dolichos biflorus
GS I	:	Griffonia simplicifolia-A ₄
GS II	:	Griffonia simplicifolia II
HPA	:	Helix pomatia
MPA	:	Maclura pomifera
PNA	:	Arachis hypogaea
RCA I	:	Ricinus communis (Agglutinin)
RCA II	:	Ricinus communis
SBA	:	Glycine max
UEA I	:	Ulex europaeus I
UEA II	:	Ulex europaeus II
WGA	:	Triticum vulgare

- FITC : an Fluorescein-Isothiocyanat gekoppelte Lektine
- HRP : an Meerrettichperoxidase gekoppelte Lektine

8. Literaturverzeichnis

AKESTER, A.R. (1964):

Radiographic Studies of the Renal Portal System in the Domestic Fowl (*Gallus domesticus*).

J. Anat. 98, Nr. 3, 365 - 376

AKESTER, A.R. (1967):

Renal Portal Shunts in the Kidney of the Domestic Fowl.

J. Anat. 101, Nr. 3, 569 - 594

AKESTER, A.R. (1970):

Dense Core vesiculated Axons in the Renal Portal Valve of the Domestic Fowl.

J. Anat. 106, Nr. 1, 185 - 186

AKESTER, A.R., u. S.P. MANN (1969):

Adrenergic and cholinergic Innervation of the Renal Portal Valve in the Domestic Fowl.

J. Anat. 104, Nr. 2, 241 - 252

ALBERTS, B., D. BRAY, J. LEWIS, K. ROBERTS u. J.D. WATSON (1986):

Molekularbiologie der Zelle.

VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim

ALEJANDRO, V.S., u. A.C. STRAFUSS (1984):

Microscopic Postmortem Changes in Kidneys of the Domestic Fowl.

Avian Dis. 28, Nr. 3, 586 - 607

ALI, A.E.M.A. (1981):

Untersuchungen am Blutgefäßsystem der Niere bei Huhn, Ente und Schwan.

Hannover, Tierärztl. Hochsch., Diss.

ALLISON, R.T. (1987):

The Effects of various Fixatives on subsequent Lektin Binding to Tissue Sections.

J. Histochem. 19, 65 - 74

- AMSELGRUBER, W., u. H.E. KÖNIG (1987):
Vereinfachte Herstellung von Gefäßkorrosionspräparaten zur
rasterelektronenmikroskopischen Untersuchung.
Z. mikrosk.-anat. Forsch. 101, Nr. 3, 523 - 531
- BARAJAS, L. (1979):
Anatomy of the Juxtaglomerular Apparatus.
Am. J. Physiol. 237, Nr. 5, F 333 - F 343
- BARAJAS, L. (1981):
The JGA: Anatomical Considerations in Feedback Control of
glomerular Filtration Rate.
Fed. Proc. 40, 78 - 86
- BARGMANN, W. (1977):
Histologische und mikroskopische Anatomie des Menschen. 7. Aufl.
Verlag Thieme, Stuttgart, 492 - 519
- BAUMEL, J.J. (1979):
Nomina Anatomica Avium.
Academic Press, London, New York, 289 - 302
- BENNETT, T., u. T. MALMFORS (1975):
Anatomic Control of the Renal Portal Blood Flow in the Domestic
Fowl.
Experientia 31, Nr. 10, 1177 - 1178
- BERGER, C. (1966):
Mikroskopische und histochemische Untersuchungen an der Niere
von Columbia Livia aberratio domestica. L.
Z. mikrosk. Anat. 74, 436 - 456
- BEYER, H. (1976):
Lehrbuch der organischen Chemie. 18. Aufl.
Verlag Hirzel, Stuttgart, 743 - 745
- BÖCK, P. (1984):
Der Semidünnschnitt.
Verlag Bergmann, München, 112 - 114
- BORISCH, B., P. MÖLLER u. D. HARMS (1983):
Lektin Ulex Europaeus I als Marker in der Differentialdiagnose von
Gefäßtumoren.
Der Pathologe 4, 241 - 243

- BRASITUS, T.A., J.P. GOLDFARB, K.C. HSU u. M. TANNENBAUM (1982):
Characterization of Rat Colonic Cell Surface Glycoconjugates by
fluoresceinated Lectins. I. Importance of Fixation Techniques.
Histochem. 76, 197 - 209
- BRAUN, E.J. (1976):
Intrarenal Blood Flow Distribution in the Desert Quail following
Salt Loading.
Am. J. Physiol. 231, Nr. 4, 1111 - 1118
- BRAUN, E.J. (1978):
Renal Response of the Starling (*Sturnus vulgaris*) to an
intravenous Salt Load.
Am. J. Physiol. 234, Nr. 4, F 270 - F 278
- BRAUN, E.J. (1982):
Glomerular Filtration in Birds - Its Control.
Fed. Proc. 41, 2377 - 2381
- BRAUN, E.J. (1985):
Comperative Aspects of the Urinary Concentrating Process.
Renal Physiol. (Basel), 8, 249 - 260
- BRAUN, E.J., u. W.H. DANTZLER (1972):
Function of mammalian-type and reptilian-type Nephrons in
Kidney of Desert Quail.
Am. J. Physiol. 222, Nr. 3, 617 - 629
- BROWN, J.C., u. R.C. HUNT (1978):
Lectins.
Int. Rev. Cytol. 52, 277 - 349
- BUCHER, O., u. R. KRSTIC (1971):
Weitere ultrastrukturelle Untersuchungen an der Macula densa des
Mittelstücks der Niere: helle und dunkle Zellen.
Acta anat. 78, 335 - 348
- BUCHER, O., u. R. KRSTIC (1973):
Weiterer Beitrag zum Vorkommen von dunklen Zellen in der
Macula densa des Mittelstücks der Rattenniere.
Z. Anat. Entwickl. Gesch. 141, 319 - 329

- BULGER, R.E., R.E. CRONIN u.D.C. DOBYAN (1979):
Survey of the Morphology of the Dog Kidney.
Anat. Rec. 194, 41 - 65
- CHAN, M.Y., u. W.N. HOLMES (1971):
Studies on a "Renin - Angiotensin" System in the normal and
hypophysectomized Pigeon (*Columbia livia*).
Gen. Comp. Endocrinol. 16, 304 - 311
- CHRISTENSEN, J.A., D.S. MEYER u. A. BOHLE (1975):
The Structure of the human juxtaglomerular Apparatus.
A morphometrical lightmicroscopic Study on serial Sections.
Virchow Arch. (Pathol. Anat.) 367, 83 - 92
- CHRISTENSEN, J.A., H.A. BJAERKE, D.S. MEYER u. A. BOHLE (1979):
The normal juxtaglomerular Apparatus in the Human Kidney.
A morphological Study.
Acta anat. 103, 374 - 383
- CHRISTENSEN, J.A., I. MORILD, E. MIKELER u. A. BOHLE (1982):
Juxtaglomerular Apparatus in the Domestic Fowl (*Gallus
domesticus*).
Kidney Int. 22, Suppl. 12, S 24 - S 29
- CRAYEN, M., u. W. THOENES (1975):
Architektur und cytologische Charakterisierung des distalen
Tubulus der Rattenniere.
Fortschr. Zool. 23, 279 - 288
- DANTZLER, W.A., u. E.J. BRAUN (1980):
Comperative Nephron Function in Reptiles, Birds and Mammals.
Am. J. Physiol. 239, Nr. 8, R 197 - R 213
- DOLEŽEL, S., u. K. ŽLÁBEK (1969):
Über einen monoaminergen Mechanismus im Nierenpfortadersystem
der Vögel.
Z. Zellforsch. 100, 527 - 535
- DULANEY, J.T. (1979):
Binding Interactions of Glycoproteins with Lectins.
Mol. Cell. Biochemistry 21, Nr. 1, 43 - 62

- EVAN, A., J. HUSER, H.H. BENGELE u. E.A. ALEXANDER (1980):
The Effect of Alterations in Dietary Potassium on Collecting
System Morphology in the Rat.
Lab. Invest. 42, Nr. 6, 668 - 675
- EMERY, N., T.L. POULSON u. W.B. KINTER (1972):
Production of concentrated Urine by Avian Kidneys.
Am. J. Physiol. 223, 180 - 187
- ERICSSON, J.L.E., u. B.F. TRUMP (1969):
Electron Mikroskopy of the Uriniferous Tubules.
in: C. ROUILLER u. A.F. MÜLLER (Hrsg.): Morphology, Biochemistry,
Physiology.
Academic Press, New York, London, Bd. 1, 351 - 447
- FARAGGIANA, T., F. MALCHIODI, A. PRADO u. J. CHURG (1982):
Lectin-Peroxidase Conjugate Reactivity in normal Human Kidney.
J. Histochem. Cytochem. 30, Nr. 5, 451 - 458
- FARQUHAR, M.G. (1981):
The Glomerular Basement Membrane.
A selective macromolecular Filter.
in: E.D. HAY (Hrsg.): Cell Biology of Extracellular Matrix.
Plenum Press, New York, London, 335 - 378
- FITZGERALD, T. C. (1969):
The Coturnix Quail. Anatomy and Histology.
Iowa State University Press, Ames, Iowa, 253 - 255
- FLETCHER, A.P., A. NEUBERGER u. W.A. RATCLIFFE (1970):
Tamm-Horsefall Urinary Glycoprotein. The chemical Composition.
Biochem. J. 120, 417 - 432
- GALLAGHER, J.T. (1984):
Carbohydrate-binding Properties of Lectins: A possible Approach
to Lectin Nomenclature and Classification.
Bios. Reports 4, 621 - 632
- GILBERT, A.B. (1961):
The Innervation of the Renal Portal Valve of the Domestic Fowl.
J Anat. 95, 594 - 599

- GLOSSMANN, H., u. D.M. NEVILLE (1971):
 Glycoproteins of Cell Surfaces. A comparative Study of three
 different Cell Surfaces of the Rat.
 J. Biol. Chem. 146, Nr. 20, 6339 - 6346
- GOLDSTEIN, I.J. (1980):
 Lectins: Their Nature and Application.
 Miles, Stoke Court, Stoke Poges Slough
- GOLDSTEIN, I.J. (1981):
 Lectins: An Overview.
 Biotechs., E.Y. Laboratories, San Mateo, USA, 1
- GOLDSTEIN, I.J., u. C.E. HAYES (1978):
 The Lectins: Carbohydrate-binding Proteins of Plants and Animals.
 Adv. Carbohydr. Chem. Biochem. 35, 127 - 340
- GOLDSTEIN, I.J., R.C. HUGHES, M. MONSIGNY, T. OSAWA u. N. SHARON (1980):
 What could be called a Lectin?
 Nature 285, 66
- GORDEUK, S., u. M.L. GRUNDY (1950):
 Observations on Circulation in the Avian Kidney.
 Am. J. Vet. Res. 11, 256 - 259
- GORGAS, K., u. K. ZAAR (1984):
 Peroxisomes in sebaceous Glands.
 III. Morphological Similarities of Peroxisomes with smooth
 endoplasmatic Reticulum and Golgi Stacks in the Circumanal Gland
 of the dog.
 Anat. Embryol. 169, 9 - 20
- GRIFFITH, L.D., R.E. BULGER u. B.F. TRUMP (1968):
 Fine Structure and Staining of Mucosubstances on "Intercalated
 Cells" from the Rat distal convoluted Tubule and Collecting
 Duct.
 Anat. Rec. 160, 643 - 662
- GUZSAL, E. (1970):
 Histochemical Study of the Kidneys of Domestic Fowls.
 Acta Vet. Acad. Sci. Hung. 20, 295 - 299

HAGEGE, J., u. G. RICHET (1975):

Dark Cells of the distal convoluted Tubules and Collecting ducts.

I. Morphological Data.

Fortschr. Zool. 23, 289 - 298

HAMADA, H. (1983):

Distribution of Glycoconjugates in the normal Rat Kidney determined by using Horseradish Peroxidase-labeled Lectins.

Acta Histochem. Cytochem. 16, Nr. 3, 189 - 206

HANCOX, N.M., u.J. KOMENDER (1963):

Quantitative and qualitative Changes in the "dark" Cells of the renal Collecting Tubules in rats deprived of water.

Quart. J. Exp. Physiol. 48, 346 - 354

HARVEY, S., C.G. SCANES u. K.I. BROWN (1986):

Adrenals.

In: P.D. Sturkie (Hrsg.): Avian Physiology. 4. Aufl.

Springer Verlag, New York, Berlin, 479 - 493

HAY, E.D. (Hrsg.) (1981):

Cell Biology of Extracellular Matrix.

Plenum Press, New York, London

HENNIGAR, R.A., B.A. SCHULTE u. S.S. SPICER (1985):

Heterogeneous Distribution of Glycoconjugates in human Kidney Tubules.

Anat. Rec. 211, Nr. 4, 376 - 390

HODGES, R.D. (1974):

The Histology of the Fowl.

Academic Press, London, New York, 489 - 524

HOFFMANN, G., u. H. VÖLKER (1966):

Anatomie und Physiologie des Nutzgeflügels.

Verlag Hirzel, Leipzig, 118 - 122

HOLTHÖFER, H. (1983):

Lectin Binding Sites in Kidney. A comparative Study of 14 Animal Species.

J. Histochem. Cytochem. 31, Nr. 4, 531 - 537

HOLTHÖFER, H., I. VIRTANEN, E. PETTERSSON, T. TÖRNROTH, O. ALFTHAN,
E. LINDER u. A. MIETTINEN (1981):

Lectins as fluorescence microscopic Markers for Saccarides in the
Human Kidney.

Lab. Invest. 45, Nr. 5, 391 - 399

HOLTHÖFER, H., B.A. SCHULTE u. S.S. SPICER (1987):

Expression of Binding Sites for Dolichos biflorus Agglutinin at the
apical Aspect of Collecting Duct Cells in Rat Kidney.

Cell Tissue Res. 249, 481 - 485

HUBER, G.C. (1917):

On the Morphology of the renal Tubulus of Vertebrates.

Anat. Rec. 13, 305 - 339

JOHNSON, O.W. (1968):

Some morphological Features of Avian Kidneys.

Auk. 85, 216 - 228

JOHNSON, O.W. (1974):

Relative Thickness of the Renal Medulla in Birds.

J. Morphol. 142, 277 - 284

JOHNSON, O.W. (1979):

Urinary Organs.

in: A.S. KING u. J. McLELLAND (Hrsg.): Form and Function in Birds.

Academic Press, New York, London, 183 - 235

JOHNSON, O.W., u. J.N. MUGAAS (1970):

Some histological Features of Avian Kidneys.

Am. J. Anat. 127, 423 - 436

JOHNSON, O.W. u. R.D. OHMART (1973 a):

Some Features of Water Economy and Kidney Microstructure in the
Large-billed Savannah Sparrow (passerculus sandwichensis
rostratus).

Physiol. Zoöl. 46, 276 - 284

JOHNSON, O.W., u. R.D. OHMART (1973 b):

The Renal Medulla and Water Economy in Vesper Sparrows.

Comp. Biochem. Physiol. 44 A, 655 - 661

- JOHNSON, O.W., G.L. PHIPPS u. J.N. MUGAAS (1972):
Injection Studies of cortical and medullary Organization in the Avian Kidney.
J. Morphol. 136, 181 - 190
- JUNGE, D. (1971):
Zur Histochemie der Niere des Haushuhnes (*Gallus Domesticus* L.).
Acta Histochem. 41, 159 - 175
- KAISSLING, B., u. W. KRIZ (1979):
Structural Analysis of the Rabbit Kidney.
Adv. Anat. Embryol. Cell Biol. 56, 1 - 123
- KAISSLING, B., S. PETER u. W. KRIZ (1977):
The Transition of the thick ascending Limb of Henle's Loop into the distal convoluted Tubule in the Nephron of the Rat Kidney.
Cell Tissue Res. 182, 111 - 118
- KING, A.S., u. J. McLELLAND (1978):
Anatomie der Vögel. Grundzüge und vergleichende Aspekte.
Verlag Ulmer, Stuttgart, 110 - 120
- KOCOUREK, J., u. V. HOREJSI (1983).
A Note of the recent Discussion on Definition of the Term "Lectin".
in: T.C. BOG-HANSEN u. G.A. SPENGLER (Hrsg.): Lectins, Vol. 3, 3 - 6
De Gruyter, Berlin, New York
- KÖTTGEN, E., C. BAUER, W. REUTTER u. W. GEROK (1979 a):
Neue Ergebnisse zur biologischen und medizinischen Bedeutung von Glykoproteinen.
I. Grundlagen und interdisziplinäre Gesichtspunkte.
Klin. Wschr. 57, 151 - 159
- KÖTTGEN, E., C. BAUER, W. REUTTER u. W. GEROK (1979 b):
Neue Ergebnisse zur biologischen und medizinischen Bedeutung von Glykoproteinen.
II. Ausgewählte klinische Fachgebiete
Klin. Wschr. 57, 199 - 214
- KON, Y., Y. HASHIMOTO, H. KITAGAWA u. N. KUDO (1984):
Morphology and Quantification of juxtaglomerular Cells of the Chicken Kidney.
Jap. J. Vet. Sci. 46, Nr. 2, 189 - 196

- KON, Y., Y. HASHIMOTO, H. KITAGAWA, N. KUDO u. K. MURAKAMI (1986):
Immunohistochemical Demonstration of juxtaglomerular Cells in
the Kidneys of Domestic Mammals and Fowls.
Jap. J. vet. Res. 34, 111 - 123
- KUDO, N., K. TAKAHATA u. M. SUGIMURA (1971):
Das Blutgefäßsystem der Nierenkörperchen in den Metanephren.
Jap. J. vet. Res. 19, 43 - 63
- KUNZ, A., D. BROWN u. L. ORCI (1984):
Appearance of Helix pomatia Lectin-binding Sites on Podocyte
Plasma Membrane during glomerular Differentiation.
Lab. Invest. 51, Nr. 3, 317 - 324
- KURIHARA, S., u. M. YASUDA (1973):
Comparative and topographical Anatomy of the Fowl.
LXXIII. Size and Distribution of corpuscula renis.
Jap. J. vet. Sci. 35, 316 - 318
- KURIHARA, S., u. M. YASUDA (1975 a):
Morphological Study of the Kidney in the Fowl.
I. Arterial System.
Jap. J. vet. Sci. 37, 29 - 47
- KURIHARA, S., u. M. YASUDA (1975 b):
Morphological Study of the Kidney in the Fowl.
II Renal Portal and venous Systems.
Jap. J. vet. Sci. 37, 363 - 377
- LEATHAM, A.J.C., u. N.J. ATKINS (1983):
Lectin Binding to Paraffin Sections.
in: G.R. BULLOCK u. P. PETRUSZ (Hrsg.):
Techniques in Immunocytochemistry.
Academic Press, London, New York, Bd. 2, 46 - 54
- LE HIR, M., u. U.C. DUBACH (1982 a):
The cellular Specificity of Lectin Binding in the Kidney.
I. A light microscopical Study in the Rat.
J. Histochem. 74, 521 - 530
- LE HIR, M., u. U.C. DUBACH (1982 b):
The cellular Specificity of Lectin Binding in the Kidney.
II. A light microscopical Study in the Rabbit.
J. Histochem. 74, 531 - 540

- LIENER, I.E., N. SHARON u. I.J. GOLDSTEIN (Hrsg.) (1986):
The Lectins: Properties, Functions and Applications in Biology and Medicine.
Academic Press, New York, London
- LIS, H., u. N. SHARON (1977):
Lectins: Their Chemistry and Application to Immunology.
in: M. SELA (Hrsg.): The Antigens.
Academic Press, New York, London, Bd. 4, 429 - 529
- LIU, H.C. (1962).
The comparative Structure of the Ureter.
Am. J. Anat. 111, 1 - 15
- LJUNGQVIST, A. (1964):
Structure of the arteriole-glomerular Units in different zones of the Kidney. Micro-angiographic and histologic Evidence of an extra-glomerular medullary Circulation.
Nephron 1, 329 - 337
- McKELVEY, R.W. (1963):
The Presence of a juxtaglomerular Apparatus in non mammalian Vertebrates.
Anat. Rec. 145, 259 - 260
- McNABB, F.M.A. (1969 a):
A comparative Study of Water Balance in the Species of Quail.
I. Water Turnover in the Absence of Temperature Stress.
Comp. Biochem. Physiol. 28, 1045 - 1058
- McNABB, F.M.A. (1969 b):
A comparative Study of Water Balance in the Species of Quail.
II. Utilization of saline drinking Solutions.
Comp. Biochem. Physiol. 28, 1059 - 1074
- McNABB, R.A. (1974):
Urate and cation Interactions in the Liquid and precipitated Fractions of Avian Urine, and Speculations on their physico-chemical State.
Comp. Biochem. Physiol. 48 A, 45 - 54
- McNABB, F.M.A., R.A. McNABB u. H.R. STEEVES (1973):
Renal mucoid Materials in Pigeons fed high and low Protein Diets.
Auk. 90, 14 - 18

- MICHEL, G., u. D. JUNGE (1972):
Zur mikroskopischen Anatomie der Niere bei Huhn und Ente.
Anat. Anz. 131, 124 - 135
- MONSIGNY, M. (1980):
Sugar - Lectin Interactions: How does Wheat Germ Agglutinin bind
Sialoglycoconjugates?
Eur. J. Biochem. 104, 147 - 153
- MORILD, I., A. BOHLE u. J.A. CHRISTENSEN (1985 a):
Structure of the Avian Kidney.
Anat. Rec. 212, 33 - 40
- MORILD, I., R. MOWINCKEL, A. BOHLE u. J.A. CHRISTENSEN (1985 b):
The juxtaglomerular Apparatus in the Avian Kidney.
Cell Tissue Res. 240, 209 - 214
- MURATA, F., S. TSUYAMA, S. SUZUKI, H. HAMADA, M. OZAWA u. T. MURAMATSU
(1983):
Distribution of Glycoconjugates in the Kidney studied by Use of
labeled Lectins.
J. Histochem. Cytochem. 31, Nr.1 A, 139 - 144
- NICHOLSON, J.K. (1981):
The Histology and Fine Structure of Collecting Tubules and Ducts
of Avian Kidneys.
J. Anat. 132, Nr. 3, 467
- NICHOLSON, J.K. (1982):
The Microanatomy of the Distal Tubules, Collecting Tubules and
Collecting Ducts of the Starling Kidney
J. Anat. 134, Nr. 1, 11 - 23
- NICHOLSON, J.K. u. M.D. KENDALL (1983):
The Fine Structure of dark or intercalated Cells from the Distal
and Collecting Tubules of Avian Kidneys.
J. Anat. 136, Nr. 1, 145 - 156
- NICOLSON, G.L. (1974):
The Interaction of Lectins with animal Cell Surfaces
Int. Rev. Cytol. 39, 89 - 190

- NISHIMURA, H. (1985):
Endocrine Control of Renal Function.
Renal Physiol. 8, 279 - 300
- ODLIND, B. (1978):
Blood Flow Distribution in the renal portal System of the intact Hen. A Study of a venous System using Microspheres.
Acta Physiol. Scand. 102, 342 - 256
- OGAWA, H., u. H. SOKABE (1971):
The Macula densa Site of Avian Kidney.
Z. Zellforsch. 120, 29 - 36
- ORTMANN, M. (1982):
Histochemischer Nachweis von Lektinbindungsstellen in der Niere.
Tierexperimentelle und klinisch-pathologische Untersuchungen.
Köln, Univ., Med. Fak., Diss.
- OZAWA, M., u. T. MURAMATSU (1985):
The Glycoprotein-bound large Carbohydrates from embryonal Carcinoma Cells carry Receptors for several Lectins recognizing N-Acetylgalactosamine and Galactose.
J. Biochem. 97, 317 - 324
- PAK POY, R.K.F., u. J.S. ROBERTSON (1957):
Electron Microscopy of the avian renal Glomerulus.
J. Biophysic. biochem. Cytol. 3, Nr. 2, 183 - 203
- PALIC, D. (1958):
Beitrag zur Kenntnis der Nieren des Hausgeflügels.
Acta vet. (Belgrad) 3, 46 - 55
- PAVELKA, M., u. A. ELLINGER (1985):
Localization of Binding Sites for Concanavalin A, Ricinus communis I and Helix pomatia Lectin in the Golgi Apparatus of Rat small intestinal absorptive Cells.
J. Histochem. Cytochem. 33, Nr. 9., 905 - 914
- PLENDL, J., u. W. SCHMAHL (1986):
Die spezifische Darstellbarkeit von Blutgefäßen der NMRI-Maus während der Organogenese mit Dolichos-biflorus-Agglutinin.
GSF-Bericht 17/86

- RADKE, W.J., C.M. ALBASI u. S. HARVEY (1984):
Dietary Sodium and Adrenocortical Activity in Ducks (*Anas platyrhynchos*) and Chickens (*Gallus domesticus*).
Gen. Comp. Endocrinol. 56, 121 - 129
- RADKE, W.J., C.M. ALBASI u. S. HARVEY (1985):
Hemorrhage and Adrenocortical Activity in the Fowl (*Gallus domesticus*).
Gen. Comp. Endocrinol. 60, 204 - 209
- RENNICK, B.R., u. H. GANDIA (1954):
Pharmacology of smooth Muscle Valve in renal portal Circulation of Birds.
Proc. Soc. Exptl. Biol. Med. 85, 234 - 236
- REYNOLDS, E.S. (1963):
The Use of Lead Citrate at high pH as an electronopaque Stain in Electron Microscopy.
J. Cell Biol. 17, 208 - 211
- RICHET, G., u. J. HAGEGE (1975):
Dark Cells of the distal convoluted Tubules and Collecting Ducts.
II. Physiological Significance.
Fortschr. Zool. 23, 299 - 306
- RICKART, C.R. (1968):
Das Blutgefäßsystem der Niere des Haushuhnes (*Gallus domesticus*).
Gießen, Univ., Veterinärmed. Fak., Diss.
- RITTMAN, B.R., u. I.C. MACKENZIE (1983):
Effects of histological Processing on Lectin Binding Patterns in oral Mucosa and Skin.
Histochem. J. 15, 467 - 474
- ROMEIS, B. (1968):
Mikroskopische Technik. 16. Aufl.
Oldenbourg Verlag, München, Wien
- ROTH, J. (1978):
The Lectins: Molecular Probes in Cell Biology and Membrane Research.
Fischer Verlag, Jena
(Experimentelle Pathologie, Suppl. 3)

SCHINKO, I. (1986):

Lektinbindungsstellen und Lektinaufnahmestudien am Epithel der Milchdrüse der Ratte; licht- und elektronenmikroskopische in vivo- und in vitro- Untersuchungen.
München, Univ., Diss.

SCHREVEL, J., D. GROS u. M. MONSIGNY (1981):

Cytochemistry of Cell Glycoconjugates.
Prog. Histochem. Cytochem. 14, Nr. 2, 1 - 269

SCHULTE, B.A., u. S.S. SPICER (1983):

Histochemical Evaluation of Mouse and Rat Kidneys with Lectin-horseradish Peroxidase Conjugates.
Am. J. Anat. 168, 345 - 362

SCHULTE, B.A., S.S. SPICER u. R.L. MILLER (1985):

Lectin Histochemistry of Secretory and Cellsurface Glycoconjugates in the Ovine Submandibular Gland.
Cell Tissue Res. 240, 57 - 66

SCHUMMER, A. (1973):

Anatomie der Vögel.
in: R. NICKEL, A. SCHUMMER u. E. SEIFERLE (Hrsg.):
Lehrbuch der Anatomie der Haustiere.
Parey Verlag, Berlin, Hamburg, Bd. V, 71 - 73

SCHWARZ, R., u. B. RADKE (1981):

Mikroskopische Untersuchungen zum Einfluß unterschiedlich hoher Flüssigkeitsangebote auf die Morphologie der Nierenkörperchen des Haushuhnes (*Gallus domesticus*).
Zbl. Vet. Med. C, Anat. Histol. Embryol. 10, 167 - 179

SCHWARZE, E., u. L. SCHRÖDER (1979):

Compendium des Geflügelanatomie. 3. Aufl.
Fischer Verlag, Stuttgart, New York, 140 - 144

SHARON, N. (1977):

Lectins.
Scient. Americ. 236, Nr. 6, 108 - 119

SHARON, N., u. H. LIS (1975):

Use of Lectins for Study of Membranes.
in: E.D. KORN (Hrsg.). Methods in Membrane Biology.
Plenum Press, New York, Bd. 3, 147 - 201

- SILLER, W.G. (1971):
 Structure of the Kidney.
 in: D.J. BELL u. B.M. FREEMAN (Hrsg.):
 Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl.
 Academic Press, New York, London, Bd. 1, 197 - 231
- SILLER, W.G. (1981):
 Renal Pathology of the Fowl - A Review.
 Avian Pathol. 10, 187 - 262
- SILLER, W.G., u. R.M. HINDLE (1969):
 The arterial Blood Supply to the Kidney of the Fowl.
 J. Anat. 104, Nr. 1, 117 - 135
- SINOWATZ, F., A.E. FRIESS u. W. AMSELGRUBER (1986):
 Lectin Binding Sites on Sperm Plasma Membrane. An ultra-
 structural Study.
 XXVIII. Symposion der Gesellschaft für Histochemie,
 Gargellen, Montafon
- SKADEHAUGE, E. (1981):
 Osmoregulation in Birds.
 Springer Verlag, Heidelberg
- SKADEHAUGE, E., u. B. SCHMIDT-NIELSEN (1967)
 Renal Function in Domestic Fowl.
 Am. J. Physiol. 212, Nr. 4, 793 - 798
- SOKABE, H., u. M. OGAWA (1974):
 Comparative Studies of the juxtaglomerular Apparatus.
 Int. Rec. Cytol. 37, 271 - 327
- SPANNER, R. (1925).
 Der Pfortaderkreislauf in der Vogelniere.
 Gegenbauers Morphol. Jb. 54, 560 - 632
- SPERBER, I. (1949).
 Investigations on the circulatory System of the Avian Kidney.
 Zool. Bidrag (Uppsala) 27, 429 - 448

SPERBER, I. (1960):

Excretion.

in: A.J. MARSHALL (Hrsg.):

Biology and comparative Physiology of Birds.

Academic Press, New York, London, Bd. 1, 469 - 492

STOWARD, P.J., S.S. SPICER u. R.L. MILLER (1980):

Histochemical Reactivity of Peanut Lectin-Horseradish Peroxidase Conjugate.

J. Histochem Cytochem. 28, Nr. 9, 979 - 990

STURKIE, P.D. (1986):

Kidneys, Extrarenal Salt Excretion, and Urine.

in: P.D. STURKIE (Hrsg.): Avian Physiology. 4. Aufl.

Springer Verlag, New York, Berlin, 359 - 382

STURKIE, P.D., u. A. ABATI (1975):

Blood Flow in mesenteric, hepatic portal and renal portal Veins of Chickens.

Plügers Arch. 359, 127 - 135

STURKIE, P.D., G. DIRNER u. R. GISTER (1977):

Shunting of Blood from the renal portal to the hepatic portal Circulation of Chickens.

Comp. Biochem. Physiol. 58 A, 213 - 215

STURKIE, P.D., G. DIRNER u. R. GISTER (1978):

Role of renal portal Valve in the Shunting of Blood Flow in renal and hepatic Circulations of Chickens.

Comp. Biochem. Physiol. 59 C, 95 - 96

TAYLOR, A.A., J.O. DAVIS, R.P. BREITENBACH u. P.M. HARTROFT (1970):

Adrenal Steroid Secretion and Renal-Pressor System in the Chicken (*Gallus domesticus*).

Gen. Comp. Endocrinol. 14, 321 - 333

TERAO, N., u. R.L. TANNEN (1981):

Characterization of Acidification by the isolated perfused Rat Kidney: Evidence for Adaptation by the Distal Nephron to a high Bicarbonate Diet.

Kidney Int. 20, 36 - 42

- UNFLAT, J.G., R.E. KISSELL, R.F. WIDEMAN u. F.V. MUIR (1985):
A Comparison of two Techniques for determining glomerular Size
Distributions in Domestic Fowl.
Poult Sci. 64, Nr. 6, 1210 - 1215
- VIERBUCHEN, M., P.J. KLEIN, G. UHLENBRUCK, H.O. KLEIN, H.E. SCHAEFER u.
R. FISCHER (1980):
The Significance of Lectin Receptors in the Kidney and in
Hypernephroma (Renal adenocarcinoma).
Rec. Res. Cancer Res. 75, 68 - 75
- WATANABE, M., T. MURAMATSU, H. SHIRANA u. K. UGAI (1981):
Discrete Distribution of Binding Sites for Dolichos Biflorus
Agglutinin (DBA) and for Peanut Agglutinin (PNA) in Mouse Organ
Tissues.
J. Histochem. Cytochem. 29, 779 - 790
- WIDEMAN, R.F., E.J. BRAUN u. G.L. ANDERSON (1981):
Microanatomy of the Renal Cortex in the Domestic Fowl.
J. Morphol. 168, 249 - 267
- ZWINGMANN, W. (1973):
Topographie und Histologie des harnbereitenden- und harn-
abführenden Systems der Niere des Haushuhnes.
Hannover, Tierärztl. Hochsch., Diss.

Für die Überlassung des Themas und für die Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit gilt mein besonderer Dank Herrn Prof. Dr. F. Sinowatz.

Für die freundliche Beratung bei der Erstellung der Arbeit danke ich Fr. Dr. F. Wester-Ebbinghaus, Hrn. Dr. F. Feder und Hrn. Dr. W. Amselgruber.

Frau Dr. phil. L. von Reinken danke ich aufrichtig für die Durchsicht des Manuskripts.

Von Fr. G. Rußmeier erhielt ich bei den vielen praktischen Arbeiten stets bereitwillige Hilfe, für die ich mich ganz herzlich bedanken möchte.

Darüberhinaus gebührt mein Dank allen Mitarbeitern des Institutes, die zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben, insbesondere Fr. B. Ruppel, Fr. Römig, Fr. M. Hoheisel und Fr. S. Mitterer.

Lebenslauf

- 26.03.1959 Geboren als 3. Kind des Diplom-Ingenieurs Dieter Wittmann und dessen Ehefrau, Irmgard Wittmann, geb. Rudofsky, in São Paulo, Brasilien. Wohnhaft in München seit 1961.
- 1965 - 1968 Besuch der Grundschule in München- Untermenzing
- 1968 - 1969 Grundschule in München- Nymphenburg
- ab 1969 Besuch des Josef-Effner-Gymnasiums in Dachau
- ab 1977 Bertolt-Brecht-Gymnasium in München- Pasing
- 27.06.1979 Abitur
- ab 1979 Studium der Tiermedizin an der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München
- 05.08.1985 III. Staatsexamen
- 02.11.1985 Beginn der Arbeit an der vorliegenden Dissertation
- 19.11.1985 Approbation
- ab 11.04.1987 Anstellung als wissenschaftliche Hilfskraft an dem Institut für Tieranatomie II der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig- Maximilians- Universität München

